

Aus dem Veterinärwissenschaftlichen Department  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Prof. Dr. Dr. Dr. habil. F. Sinowatz

**Histologische, histochemische und ultrastrukturelle  
Untersuchungen am Eileiter des Straußes**  
*(Struthio camelus)*

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

von

Gertrud Maria Freudenstein  
aus Rotthalmünster

München 2014

Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Dr. Dr. habil. Fred Sinowatz

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Dr. h.c. Hans-Joachim Gabius

Tag der Promotion: 08. Februar 2014

Meinen Eltern

gewidmet

## INHALTSVERZEICHNIS

<b>I.</b>	<b>EINLEITUNG.....</b>	<b>1</b>
<b>II.</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>3</b>
<b>1.</b>	<b>Makroskopische Anatomie des Vogeleileiters .....</b>	<b>3</b>
1.1.	Infundibulum.....	4
1.2.	Magnum .....	5
1.3.	Isthmus .....	6
1.4.	Uterus .....	7
1.5.	Vagina .....	7
<b>2.</b>	<b>Mikroskopische Anatomie des Vogeleileiters .....</b>	<b>8</b>
2.1.	Infundibulum.....	8
2.2.	Magnum .....	10
2.3.	Isthmus .....	12
2.4.	Uterus .....	13
2.5.	Vagina .....	14
<b>3.</b>	<b>Entwicklung des aviären Eileiters und Oogenese .....</b>	<b>15</b>
3.1.	Entwicklung des aviären Eileiters.....	15
3.2.	Oogenese / Bildung der sekundären und tertiären Eihüllen im linken Eileiter..	15
<b>4.</b>	<b>Glykohistochemie .....</b>	<b>18</b>
4.1.	Definition der Lektine .....	18
4.2.	Vorkommen und physiologische Funktion von Lektinen.....	18
4.3.	Anwendung von Lektinen.....	19
4.4.	Histochemischer Nachweis von Zuckerstrukturen mit Lektinen .....	20
4.5.	Einteilung der Lektine und Bindungseigenschaften .....	20
4.6.	Lektinbindungsstellen im Vogeleileiter .....	22
<b>5.</b>	<b>Immunhistochemie.....</b>	<b>23</b>
5.1.	Tubulin .....	23
5.2.	Vimentin.....	23
5.3.	Zytokeratine .....	24
5.4.	Alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA) .....	25
5.5.	Non-muscle myosin (NMM).....	25
5.6.	Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR).....	25



---

<b>III. MATERIAL UND METHODEN.....</b>	<b>27</b>
1. Untersuchungsorgane .....	27
2. Entnahme und Fixierung der Gewebeproben .....	28
3. Probenaufbereitung für die Lichtmikroskopie .....	29
4. Konventionelle lichtmikroskopische Färbung.....	31
4.1. Hämalun-Eosin-Färbung (H.E.-Färbung) nach Meier .....	31
4.2. Van Gieson-Resorcinfuchsin-Färbung.....	31
4.3. Trichromfärbung nach Masson und Goldner .....	32
4.4. Alcianblau 8GX-Färbung (Alcianblau-Färbung): pH 2,5 und pH 1,0 .....	33
4.5. Perjodsäure-Schiff-Reaktion (PAS-Reaktion) nach McManus .....	33
5. Glykohistochemie .....	36
6. Immunhistochemie.....	41
7. Transmissionselektronenmikroskopie.....	48
<b>IV. ERGEBNISSE.....</b>	<b>49</b>
1. Ergebnisse der konventionellen histologischen Färbungen .....	49
1.1. Übersicht über den Aufbau des Eileiters.....	49
1.2. Infundibulum.....	51
1.3. Magnum .....	55
1.4. Isthmus .....	59
1.5. Uterus .....	62
1.6. Vagina .....	65
2. Ergebnisse der glykohistochemischen Untersuchungen.....	69
2.1. Bindungsstellen für Canavalia ensiformis Agglutinin (ConA).....	69
2.2. Bindungsstellen für Pisum sativum Agglutinin (PSA) .....	72
2.3. Bindungsstellen für Lens culinaris Agglutinin (LCA).....	73
2.4. Bindungsstellen für Ricinus communis Agglutinin (RCA) .....	74
2.5. Bindungsstellen für Viscum album Agglutinin (VAA) .....	74
2.6. Bindungsstellen für Peanut Agglutinin (PNA) .....	77
2.7. Bindungsstellen für Griffonia simplicifolia Agglutinin I (GSL-I).....	77
2.8. Bindungsstellen für Dolichos biflorus Agglutinin (DBA).....	77
2.9. Bindungsstellen für Soybean Agglutinin (SBA).....	77
2.10. Bindungsstellen für Sophora japonica Agglutinin (SJA).....	78

2.11.	Bindungsstellen für Sambucus nigra Agglutinin (SNA).....	79
2.12.	Bindungsstellen für Wheat germ Agglutinin (WGA) .....	81
2.13.	Bindungsstellen für succinyliertes Wheat germ Agglutinin (WGAs).....	83
2.14.	Bindungsstellen für Ulex europaeus Agglutinin I (UEA-I) .....	84
2.15.	Bindungsstellen für Maackia amurensis Agglutinin I (MAA-I) .....	84
2.16.	Bindungsstellen für Phaseolus vulgaris Erythroagglutinin (PHA-E).....	86
2.17.	Bindungsstellen für Phaseolus vulgaris Leukoagglutinin (PHA-L).....	87
<b>3.</b>	<b>Ergebnisse der immunhistochemischen Untersuchungen .....</b>	<b>88</b>
3.1.	Immunhistochemischer Nachweis von Tubulin.....	88
3.2.	Immunhistochemischer Nachweis von Vimentin .....	91
3.3.	Immunhistochemischer Nachweis von Panzytokeratin .....	93
3.4.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 5 .....	96
3.5.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 7 .....	98
3.6.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 8.....	98
3.7.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 14.....	98
3.8.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 18.....	101
3.9.	Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 19 .....	103
3.10.	Immunhistochemischer Nachweis von alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA).....	104
3.11.	Immunhistochemischer Nachweis von non-muscle myosin (NMM) .....	107
3.12.	Immunhistochemischer Nachweis von Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ).....	109
3.13.	Immunhistochemischer Nachweis von Progesteronrezeptor (PR).....	110
<b>4.</b>	<b>Ergebnisse der Transmissionselektronenmikroskopie .....</b>	<b>112</b>
4.1.	Ultrastruktur des Infundibulum.....	112
4.2.	Ultrastruktur des Magnum .....	117
4.3.	Ultrastruktur des Isthmus .....	121
4.4.	Ultrastruktur des Uterus .....	123
<b>V.</b>	<b>DISKUSSION .....</b>	<b>125</b>
<b>1.</b>	<b>Diskussion der histomorphologischen Untersuchungen.....</b>	<b>125</b>
<b>2.</b>	<b>Diskussion der glykohistochemischen Untersuchungen .....</b>	<b>135</b>
<b>3.</b>	<b>Diskussion der immunhistochemischen Untersuchungen .....</b>	<b>142</b>
<b>4.</b>	<b>Diskussion der ultrastrukturellen Untersuchungen .....</b>	<b>148</b>
<b>VI.</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>151</b>

---

<b>VII. SUMMARY .....</b>	<b>153</b>
<b>VIII. VERZEICHNISSE .....</b>	<b>155</b>
<b>1. Literaturverzeichnis.....</b>	<b>155</b>
<b>2. Bilderverzeichnis .....</b>	<b>162</b>
<b>3. Tabellenverzeichnis.....</b>	<b>169</b>
<b>IX. ANHANG.....</b>	<b>171</b>
<b>1. Gebrauchslösungen für die Lichtmikroskopie .....</b>	<b>171</b>
1.1. Fixantien.....	171
1.2. Puffer.....	171
1.3. Lösungen.....	172
<b>2. Gebrauchslösungen für die Elektronenmikroskopie .....</b>	<b>176</b>
2.1. Fixantien.....	176
2.2. Puffer.....	176
2.3. Kontrastierungslösungen.....	177
2.4. Einbettmedien .....	177
2.5. Färbelösungen .....	178
2.6. Nachkontrastierungsmedien.....	178
<b>X. DANKSAGUNG .....</b>	<b>179</b>

**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

a	adult
ABC	Avidin-Biotin-Complex
Abk.	Abkürzung
Aqua dest.	Aqua destillata
$\alpha$ -SMA	alpha-smooth muscle actin
biot.	Biotinyliert
BM	Basalmembran
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
CK	Zytokeratin
CK 5	Zytokeratin 5
CK 7	Zytokeratin 7
CK 8	Zytokeratin 8
CK 14	Zytokeratin 14
CK 18	Zytokeratin 18
CK 19	Zytokeratin 19
cm	Zentimeter
ConA	Canavalia ensiformis Agglutinin
Cuv	Küvette
DAB	3,3'-Diaminobenzidin
DAPI	4',6-Diamidin-2'-phenylindol-dihydrochlorid
DBA	Dolichos biflorus Agglutinin
DE	Drüsenepithel
DEPC	Diethylpyrocarbonat

---

EM	Elektronenmikroskopie
ER- $\alpha$	Östrogenrezeptor alpha
et al.	et alii, et aliae
FITC	Fluoreszeinisothiocyanat
Fuc	Fukose
G	Goat (Ziege)
g	Gramm
G-Anti-GP	Anti-Meerschweinchen IgG (F(ab') <sub>2</sub> ) biot. von der Ziege
Gal	Galaktose
GalNAc	N-Acetyl-Galaktosamin
Ge	Gefäße
Glc	Glukose
GlcNAc	N-Acetyl-Glukosamin
GP	Guinea Pig (Meerschweinchen)
GSL-I	Griffonia simplicifolia Agglutinin I
h	Stunde
H.E.	Hämatoxylin-Eosin
HRP	Horseradish peroxidase
Hd Nh	Hund Nebenhoden
Hd Ov	Hund Ovar
IKZ	Inkubationszeit
Inf	Infundibulum
inkl.	inklusive
j	juvenil
Ist	Isthmus

---

Kan Ho	Kaninchen Hoden
kg	Kilogramm
Konz.	Konzentration
L	Liter
LCA	Lens culinaris Agglutinin
m	Meter
MAA-I	Maackia amurensis Agglutinin I
Mag	Magnum
Man	Mannose
µg	Mikrogramm
min	Minute
µl	Mikroliter
mm	Millimeter
µm	Mikrometer
Mo	Monate
Ms	Maus
Neu5Ac	N-Acetyl-Neuraminsäure
nm	Nanometer
NMM	non-muscle myosin
nu	nicht untersucht
OfE	Oberflächenepithel
OT	Objektträger
P	Pig (Schwein)
PanCK	Panzytokeratin
PAS	Periodic Acid Schiff

---

Rb	Rabbit (Kaninchen)
Rb-anti-Ms	Anti-Maus IgG (F(ab') <sub>2</sub> ) biot. vom Kaninchen
P-anti-Rb	Anti-Kaninchen IgG (F(ab') <sub>2</sub> ) biot. vom Schwein
PBS	Phosphate buffered saline
pH	potentia Hydrogenii
PHA-E	Phaseolus vulgaris Erythroagglutinin
PHA-L	Phaseolus vulgaris Leukoagglutinin
PNA	Peanut Agglutinin
PR	Progesteronrezeptor
PSA	Pisum sativum Agglutinin
Rb-anti-Ms	Anti-Maus IgG (F(ab') <sub>2</sub> ) biot. vom Kaninchen
RCA	Ricinus communis Agglutinin
Rd	Rind
Rd Amp	Rind Ampulla
Rd Nh	Rind Nebenhoden
Rd Ni	Rind Niere
Rd Ov	Rind Ovar
Rd Panc	Rind Pankreas
RT	Raumtemperatur
SB	scale bar
SBA	Soybean Agglutinin
Se	Serosa
sek	Sekunden
SJA	Sophora japonica Agglutinin
SNA	Sambucus nigra Agglutinin

---

Str	Stroma
UVD	Uterovaginaldrüsen
TEM	Transmissionselektronenmikroskopie
TM	Tunica muscularis
Wa Ov	Wachtel Ovar
UEA-I	Ulex europaeus Agglutinin I
Ute	Uterus
v.a.	vor allem
VAA	Viscum album Agglutinin
Vag	Vagina
WGA	Wheat germ Agglutinin
WGAs	Wheat germ Agglutinin succinyliert
z. B.	zum Beispiel
Zi	Zilien



## I. EINLEITUNG

Der Strauß ist mit einer Scheitelhöhe von über 2 m und einem Gewicht von 150 kg der größte und schwerste lebende Vogel (STORCH & WELSCH, 2004). Die einzige noch existierende Art *Struthio camelus* lässt vier Unterarten unterscheiden: *Struthio camelus camelus*, *Struthio camelus massaicus*, *Struthio camelus molybdophanes* und *Struthio camelus australis* (GRZIMEK et al., 2000). Durch die Kreuzung aus *Struthio camelus camelus* und *Struthio camelus australis* entsteht der südafrikanische Farmstrauß, welcher im Vergleich mit seinen wildlebenden Verwandten neben besserer Federqualität eine frühere Geschlechtsreife und erhöhte Legeleistung beweist (KISTNER & REINER, 2004). Werden Zuchtrassen wie Namibian Blue Neck und Zimbabwe Blue Neck eingekreuzt, entstehen schnell wachsende Hybriden mit gutem Fleischansatz (KAMINSKE & KEIPERT, 1998; FUHRER, 2001). In Afrika lebende weibliche Strauße erlangen volle Geschlechtsreife im Alter von zwei bis vier Jahren (HICKS-ALLDREDGE, 1998), während in Europa domestizierte Strauße durch gezielte Zucht und optimierte Haltungsbedingungen ihre Geschlechtsreife bereits mit eineinhalb bis zwei Jahren erreichen (KISTNER & REINER, 2004). Die hormonell gesteuerte Legetätigkeit stellt sich in Abhängigkeit von Umweltfaktoren wie Wetter und Ernährung ein. Straußeneier sind die größten Eier im Vogelreich. Sie sind ca. 15-16 cm lang, 12-13 cm breit und wiegen 1500 g (KISTNER & REINER, 2004).

Der Strauß hat sich im europäischen Raum als Nutztier durchgesetzt und ist ein wertvoller Lieferant von Fleisch, Leder, Federn und vor allem auch Eiern. Das Ovidukt leistet durch seine eileitende und eischalenbildende Funktion bei der Eiproduktion Beträchtliches und verdient aus diesem Grund besondere Aufmerksamkeit.

Aus histologischer und histochemischer Sicht gibt es für den Eileiter des Straußes immer noch erheblichen Forschungsbedarf. Zwar gibt es bereits Untersuchungen am nicht geschlechtsreifen Ovidukt, jedoch sind Erkenntnisse zum geschlechtsreifen Straußeneileiter rar.

Zweck dieser Arbeit ist es, den linken Eileiter des nicht geschlechtsreifen und geschlechtsreifen Straußes histologisch, glykohistochemisch,

immunhistochemisch und ultrastrukturell zu untersuchen und zu beschreiben. Die fünf Abschnitte Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina wurden makroskopisch und mit Hilfe von Licht- und Elektronenmikroskop untersucht. Besonderes Augenmerk wird auf die Struktur der Schleimhaut und die Drüsen in der Lamina propria mucosae gelegt.

Einen ersten Überblick über die Morphologie des Eileitergewebes ergeben verschiedene Übersichtsfärbungen. Mittels einer glykohistochemischen Behandlung mit Lektinen wurden die Kohlenhydratstrukturen im Oviduktgewebe charakterisiert. Bei den immunhistochemischen Untersuchungen wurden mit ausgewählten Antikörpern sowohl das Zytoskelett als auch Progesteron- und Östrogenrezeptoren dargestellt. Die Ultrastruktur der einzelnen Eileiterabschnitte wurde mittels eines Transmissionselektronenmikroskops untersucht und beschrieben.

## II. LITERATURÜBERSICHT

### 1. Makroskopische Anatomie des Vogeleileiters

Bei der großen Mehrzahl der Vögel entwickelt sich nur die linke Anlage des Genitalapparates. Die rechte Anlage von Eierstock und Eileiter involuiert kurz nach dem Schlupf des Vogels (KÖNIG et al., 2009). Eine Ausnahme dazu bildet die Familie der *Apterygidae*, welche beide Ovarien vollständig, den rechten Eileiter aber nicht oder nur schwach entwickelt ausbilden (KINSKY, 1971). Ebenso findet man dieses Phänomen unter den Greifvögeln. Der Habicht ist dafür bekannt, sowohl Ovarien als auch Ovidukte symmetrisch komplett zu entwickeln, und beidseits ovulationsfähige Eizellen bzw. legereife Eier zu produzieren (KING & MCLELLAND, 1984).

Sowohl anatomisch als auch funktionell lässt sich der Vogeleileiter in fünf Abschnitte unterteilen: Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina. (SCHWARZ, 1969a; SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008; KÖNIG et al., 2009; SABER et al., 2009).

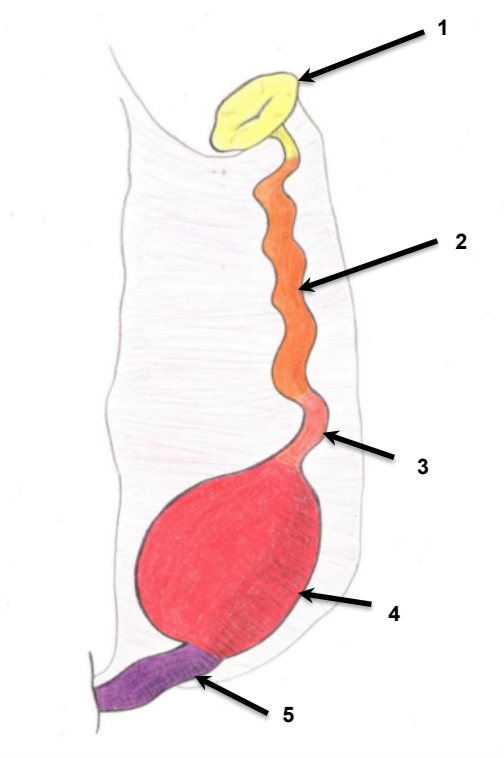


Bild 1: Schematische Darstellung des Vogeleileiters.

Infundibulum (1), Magnum (2), Isthmus (3), Uterus (4), Vagina (5). Modifiziert nach KÖNIG et al. (2009).

Makroskopisch lässt sich ein Dorsalgekröse (Ligamentum dorsale oviductus) und ein Ventralgekröse (Ligamentum ventrale oviductus) feststellen (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008). Der dorsale Anteil entspringt an der dorsolateralen Wand der Zölomhöhle auf Höhe der letzten Rippe, zieht kaudal der linken Niere bis hin zur Kloake (WAIBL & SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2009). Sowohl beim Nandu (PARIZZI, 2008) als auch beim Emu (REED et al., 2010) sind eine kraniale Verlängerung des Dorsalgekröses, das Ligamentum craniale des Infundibulums, erwähnt. Der ventrale Gekröseabschnitt verläuft ventral vom Infundibulum bis hin zur Vagina (KAR, 1947; WAIBL & SINOWATZ, 2004; KÖNIG et al., 2009) und ist in seinem Anfangsteil durch den Funiculus musculosus verstärkt (KAR, 1947; HUMMEL, 2000).

Der Eileiter unterliegt dem hormonellen Einfluss des Eierstockes. Wird das Ovar vermehrt aktiv, reagiert das Ovidukt mit Größenzunahme und Ausdifferenzierung seiner Organabschnitte (GERSTBERGER & BARTH, 2004). Außerhalb der Legeperiode ist der Hühnereileiter nur als weißlicher dünner Schlauch erkennbar (WAIBL & SINOWATZ, 2004). Während der Legeperiode verlängert sich dieser bis zu 65 cm und windet sich darmähnlich im dorsalen und kaudalen Anteil des linken Quadranten der Zölomhöhle (KÖNIG et al., 2009). Der Eileiter des Nandus misst beim geschlechtsreifen Tier im Durchschnitt 122 cm (PARIZZI, 2008), beim Emu ca. 31 cm (REED et al., 2010). Untersuchungen am Eileiter von eierlegenden, 72 Monate alten Straußen einer Wildpopulation ergaben eine Organgesamtlänge von 122-157cm (SHARAF et al., 2012).

Abhängig vom Eileiterabschnitt ist die Schleimhaut in mehr oder weniger prominente Falten geworfen, die einen spiralig-longitudinalen Verlauf haben (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE, 2010).

### **1.1. Infundibulum**

Das Infundibulum, auch als Eileitertrichter bezeichnet, ist der am weitesten proximal gelegene Eileiterabschnitt und setzt sich aus einem proximalen trichterförmigen und einem distalen röhrenförmigen Abschnitt zusammen (SCHWARZ, 1969b; SABER et al., 2009). Der trichterförmig erweiterte Anfangsteil, ein dünnes Häutchen, weist eine Öffnung auf, das Ostium infundibulare, welches den Eingang in den Eileiter bildet (SCHWARZ, 1969b). Laut SCHWARZ (1969b) ist beim Huhn der Trichterrand glatt und zeigt keine

Fimbrien. Nach BAKST & HOWARTH (1975) und KÖNIG et al. (2009) ist der Trichterrand beim Huhn mit kleinen Fimbrien ausgestattet. Die Wand erweist sich als dünn und zeigt niedrige primäre und sekundäre Schleimhautfalten (KÖNIG et al., 2009). Beim Nandu findet man dünne lange Fimbrien am Trichterteil, und die Infundibulumwand zeigt sich dünn, elastisch, hellrosa und fast durchsichtig (PARIZZI, 2008).

Der distale röhrenförmige Anteil des Eileiters ist von dickerer Wandstärke und die primären und sekundären Schleimhautfalten erscheinen höher als beim Trichterteil (KÖNIG et al., 2009; SABER et al., 2009). Untersuchungen von SHARAF et al. (2012) am Infundibulum wilder, 72 Monate alter Strauße zeigen die unterschiedliche Beschaffenheit der Falten im Abschnitt Infundibulum. Während im kranialen Infundibulum die Oberfläche durch die sehr niedrigen Schleimhautfalten rauh erscheint, nimmt die Höhe der Schleimhautfalten nach kaudal hin graduell zu und beträgt ca. 2-4 mm. Beim Emu sind Schleimhautfalten nur im schlauchförmigen Abschnitt des Infundibulums zu erkennen und werden zum kaudalen Ende hin deutlicher (REED et al., 2010).

## **1.2. Magnum**

Nach SCHWARZ (1969b) entspricht beim Huhn das röhrenförmige Magnum dem längsten Teil des Ovidukts und gewinnt im Vergleich zum Infundibulum an Wanddicke dazu. Mit einer Länge von 34 cm macht das Magnum beim Huhn mehr als 50 % der Gesamteileiterlänge aus. Verhältnismäßig kurz erscheint das Magnum des Emus: Nur 15 % der Gesamteileiterlänge kann dem Magnum zugeschrieben werden (REED et al., 2010). Makroskopisch grenzt sich das Magnum vom Infundibulum durch seine trüb-weiße Farbe, einem größeren Außendurchmesser und einer merklichen Dickenzunahme der Wand ab (AITKEN, 1971). Beim Nandu zeigen sich die Falten im kranialen Magnum als 5-6 mm hohe, dicke und voluminöse gelbliche Falten, wohingegen im kaudalen Magnum 2-3 mm hohe, weißliche Falten vorhanden sind (PARIZZI, 2008). Die Magnumfalten des Huhnes erweisen sich als wulstig, windungsreich und füllen das Eileiterlumen fast vollständig aus (SCHWARZ, 1969b). Der freie Rand der Schleimhautfalten ist glatt und ohne sekundäre Fältelung (SCHWARZ, 1969b; AITKEN, 1971). Im letzten Drittel ist eine beginnende Sekundärfältelung zu beobachten (AITKEN, 1971). Nach BACHA & BACHA (2000) ist im Magnum des Huhnes sogar eine Tertiärfältelung zu verzeichnen. Beim Massai-Strauß sind

die Schleimhautfalten des Magnum weniger entwickelt als im Infundibulum (MUWAZI, 1982). Laut SHARAF et al. (2012) hingegen messen die Schleimhautfalten des Magnums bei wild lebenden, adulten Straußen 4-7 mm, und sind somit deutlich höher als im Infundibulum.

### **1.3. Isthmus**

Laut KÖNIG et al. (2009) grenzt sich der Isthmus, auch Eileiterenge genannt, durch eine deutliche Einschnürung des Lumens gegen den vorherigen Abschnitt ab. Im proximalen Anteil zeigt sich beim Huhn zunächst eine durchscheinende, faltenfreie Zone, die Pars translucens isthmi (SCHWARZ, 1969b; DRAPER et al., 1972; KÖNIG et al., 2009). Weiter distal wird diese wieder von einer faltigen Zone mit dickerer Wand abgelöst. Auf die Lumenenge folgt eine allmähliche Erweiterung des Durchmessers, welcher aber die Ausmaße des Magnums nicht erreicht (SCHWARZ, 1969b). Der kaudale Isthmusabschnitt geht unter Zunahme des Eileiterdurchmessers in den Uterus über (SCHWARZ, 1969b). Die faltenlose Zone Pars translucens isthmi ausgenommen, zeigt der Isthmus eine im Vergleich zum Magnum niedrigere Schleimhauthöhe (SCHWARZ, 1969b; KÖNIG et al., 2009), sowie eine schlankere Form der Schleimhautfalten mit apikal zugespitzten Enden (SCHWARZ, 1969b). Laut DRAPER et al. (1972) haben die Falten des Isthmus einen longitudinalen Verlauf, im Gegensatz zum zirkulären Verlauf des Magnums. Eine deutliche Sekundärfältelung wird von BACHA & BACHA (2000) und SCHWARZ (1969b) beschrieben. Der kürzeste aller Eileiteranteile weist auch beim Nandu eine dünnere Wand auf. Die Schleimhautfalten erscheinen weniger voluminös als im Magnum, und werden weiter kaudal zudem zierlicher. Sie demonstrieren eine charakteristische Verzweigung in primäre, sekundäre und tertiäre Falten (PARIZZI, 2008). Für gewöhnlich handelt es sich bei der Eileiterenge um den kürzesten Abschnitt des Eileiters, beim Emu allerdings zeigt sich, dass seine Isthmuslänge die des Magnum überschreitet, da sie mehr als 17 % der Gesamteileiterlänge ausmacht. Die Schleimhautfalten verlaufen schräger und haben eine Höhe von 1,8 mm. Des Weiteren findet sich beim Emu keine Pars translucens isthmi (REED et al., 2010).

#### 1.4. Uterus

Auch "Eihalter", "Kalkkammer" oder "Schalendrüse" genannt (SCHWARZ, 1969b; KÖNIG et al., 2009), findet man den Uterus als sackartige Erweiterung, die sich dem Isthmus anschließt. Eine Verengung der Aussackung ist im Übergangsbereich zur Vagina festzustellen (SCHWARZ, 1969b). Beim Hausgeflügel werden von AITKEN (1971) zwei Uterusanteile unterschieden: Ein kurzer schmaler Anfangsabschnitt und ein taschenartiger Endabschnitt. Diese Tasche, auch Recessus uteri genannt (FUJII, 1963), zeigt sich nach der Eiablage mit einer rötlichen Färbung der Schleimhaut, welche ansonsten eine grau-weiße Farbe aufweist (AITKEN, 1971). In der muskulösen Wand verlaufen die im Vergleich zum Isthmus schlankeren Schleimhautfalten längs und quer, wodurch sich blattartige Lamellen bilden (SCHWARZ, 1969b). Die Falten erscheinen schlank, relativ lang und mit reichlich Inzisuren auf der Oberfläche (SCHWARZ, 1969b). Die Schleimhautmembran des Massai-Straußes zeigt viele Falten mit sekundärer Verästelung (MUWAZI, 1982). Beim Emu zeigen sich die Schleimhautfalten zunächst in schräger Ausrichtung, und werden im letzten Uterusdrittel wieder vermehrt longitudinal gerichtet (REED et al., 2010). Beim Nandu bestehen die Falten im kranialen Uterusanteil hauptsächlich aus Primärfalten, die kaudalen Abschnitte des Uterus zeigen primäre und sekundäre Fältelung (PARIZZI, 2008).

#### 1.5. Vagina

Die röhrenförmige Vagina ist der letzte Abschnitt des Eileiters, der in das Urodeum der Kloake mündet (SCHWARZ, 1969b). Die bereits gut entwickelte Muskulatur verdickt sich im uterovaginalen Übergang zum Musculus sphincter vaginae (KÖNIG et al., 2009). Beim Huhn bildet die Vagina eine sigmoidale Schleife (KÖNIG et al., 2009). Als Ostium cloacale oviductus sinistri wird die Öffnung der Vagina in das Urodeum benannt (SCHWARZ, 1969b; HUMMEL, 2000; WAIBL & SINOWATZ, 2004). Die vaginalen Schleimhautfalten sind schlank und fälteln sich sekundär (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE, 2010). Auch PARIZZI (2008) berichtet beim Nandu von einer primären und sekundären Fältelung der langen vaginalen Schleimhautfalten. Die Schleimhaut der Vagina des Massai-Straußes formt sich zu dünnen Falten mit geringfügiger Tendenz zur Verästelung (MUWAZI, 1982).

## **2. Mikroskopische Anatomie des Vogeleileiters**

Der mikroskopische Aufbau des Vogeleileiters kann laut AITKEN (1971), BACHA & BACHA (2000) und WAIBL & SINOWATZ (2004) in drei Gewebeschichten unterteilt werden. Von innen nach außen lässt sich eine Tunica mucosa, eine Tunica muscularis und eine Tunica serosa feststellen. Die Tunica mucosa lässt sich in eine dem Lumen zugewandte Lamina epithelialis mucosae und eine darunter liegende Lamina propria mucosae, die je nach Oviduktabschnitt typische Drüsen enthält, unterscheiden. LIEBICH & KÖLLE (2010) benennen die Lamina epithelialis mucosae als Epithelium mucosae. Die Tunica muscularis lässt sich in ein inneres Stratum circulare und ein äußeres Stratum longitudinale unterteilen und weist für alle Eileiterabschnitte eine unterschiedliche Ausprägung auf (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Die Tunica serosa mit der Lamina propria serosae und dem Epithelium serosae vervollständigt den Wandaufbau, und ist in allen Oviduktabschnitten gleich beschaffen (LIEBICH & KÖLLE, 2010).

Manche Autoren beschreiben eine vierte Schicht, die sich zwischen der Tunica mucosa und der Tunica muscularis befindet: Die Tela submucosa (LIEBICH & KÖLLE, 2010; SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008). HUMMEL (2000) hingegen betont, dass das aviäre Ovidukt keine Tela submucosa aufweist.

### **2.1. Infundibulum**

SCHWARZ (1969b) zufolge zeigt das Infundibulum des Huhnes im trichterförmigen Anteil zunächst flache, einschichtige Epithelzellen, die im weiteren Verlauf in ein isoprismatisches Epithel übergehen. Im röhrenförmigen Anteil des Infundibulums geht es in ein hochprismatisches Epithel über, welches auch mehrreihig sein kann. In säckchenförmigen Einziehungen des Epithels und an der Basis von Falten sind die hochprismatischen Zellen flacher. Der Massai-Strauß (MUWAZI, 1982) und der Nandu (PARIZZI, 2008) zeigen ein einfaches hochprismatisches Schleimhautepithel, beim Massai-Strauß ist es teilweise mehrreihig. Beim Huhn erscheinen die Kerne rund bis elliptisch und ordnen sich in bis zu drei Reihen übereinander (SCHWARZ, 1969b). Beim Massai-Strauß sind die Kerne in zwei Reihen zu sehen, wobei die basale Reihe mehr Heterochromatin enthält (MUWAZI, 1982).

Das Hausgeflügel (BAKST, 1998; WEYRAUCH et al., 2009) wie auch der



Nandu (PARIZZI, 2008) weisen im Oberflächenepithel zilientragende Zellen und zilienlose Becherzellen auf. Die meisten Epithelzellen des Haushuhnes tragen auf ihrer Oberfläche sowohl Kinozilien als auch Mikrovilli (SCHWARZ, 1969b). Die Zellen des Epithels des Straußes sind mit Zilien ausgestattet (MUWAZI, 1982; SABER et al., 2009). Mit Zilien versehene Zellen haben beim Nandu einen zentral gelegenen Kern in basophilem Zytoplasma. Schleimsezernierende Zellen befinden sich an Drüsenöffnungen und sind gekennzeichnet durch einen sphärischen, basal gelegenen Kern in klarem Zytoplasma mit PAS-positiven Granula (PARIZZI, 2008). Der von den Becherzellen des Haushuhnes sezernierte Schleim zeigt im Bereich des Infundibulums eine PAS-positive und auch eine Alcianblau-positive Reaktion, sowohl bei pH 1,0 als auch bei pH 2,5 (MANNA, 1995). Auch SABER et al. (2009) beschreiben beim Strauß zum einen eine stark PAS-positive Reaktion im apikalen Zytoplasma des Oberflächenepithels, zum anderen färbt sich das apikale Zytoplasma Alcianblau-positiv.

SCHWARZ (1969b) beschreibt, dass das Haushuhn im kranialen Abschnitt des Eileitertrichters in der Lamina propria mucosae zunächst keine Drüsen aufweist. Ab dem kaudalen Anteil des Trichters finden sich kleine alveoläre Aussackungen der Lamina propria mucosae. LIEBICH & KÖLLE (2010) bezeichnen diese als Fossae glandulares infundibuli. Im tubulären Anteil entwickeln sich diese Einstülpungen zu säckchenförmigen, später schlauchförmigen Drüsen (SCHWARZ, 1969b), welche auch als Glandulae tubi infundibulares benannt werden (LIEBICH & KÖLLE, 2010). SHARAF et al. (2012) stellen fest, dass beim Strauß mit zunehmender Geschlechtsreife die Schleimhautfalten vermehrt primäre und sekundäre Aufzweigungen aufweisen, und dass die Komplexität der Drüsen zunimmt. Beim Massai-Strauß ziehen einfach-verzweigte Tubulusdrüsen ins Bindegewebe der Lamina propria mucosae (MUWAZI, 1982). Der Nandu zeigt im kaudalen Anteil des Infundibulums wenige Tubulusdrüsen (PARIZZI, 2008).

Eine klare Unterteilung des subepithelialen Bindegewebes in Lamina propria mucosae und Submukosa ist beim Massai-Strauß nicht möglich, dennoch zeigt sich das Bindegewebe unter den Drüsen fibröser und formt so das Zentrum der Schleimhaut (MUWAZI, 1982).

Die Tunica muscularis ist im Infundibulum nur spärlich als Stratum longitudinale vorhanden, ein Stratum circulare ist fast ausschließlich nur im Bereich des Ostium

infundibulare zu erkennen (SHUNSAKU et al., 1981). Der Massai-Strauß beinhaltet in den tiefer gelegenen Anteilen des Bindegewebes viele Blutgefäße, wovon größere Gefäße sich zwischen der inneren zirkulären und äußeren longitudinalen und obliquen Muskelschicht befinden (MUWAZI, 1982).

## **2.2. Magnum**

Beim Huhn zeigt sich das Magnum im Übergangsbereich vom Infundibulum zum Magnum hochprismatisch und mehrreihig und wird später einschichtig. Dieses einschichtige Epithel erscheint im kranialen Bereich des Magnums eher kubisch und im kaudalen Abschnitt hochprismatisch. (SCHWARZ, 1969b; AITKEN 1971; BACHA & BACHA, 2000; WEYRAUCH et al., 2009). Das Oberflächenepithel des Magnums ist beim Massai-Strauß hochprismatisch und teilweise mehrreihig und ähnelt somit dem des Infundibulums (MUWAZI, 1982). Laut MADEKUROZWA (2002b) zeigt sich die Magnumschleimhaut beim nicht geschlechtsreifen Strauß als mehrreihiges, hochprismatisches Epithel mit Zilien. Beim Nandu ist das Oberflächenepithel zylindrisch und mehrreihig (PARIZZI, 2008).

Beim Huhn herrschen im Oberflächenepithel zwei Zelltypen vor: Zilientragende Epithelzellen und zilienlose Becherzellen (SCHWARZ, 1969b; AITKEN, 1971; BACHA & BACHA, 2000; WEYRAUCH et al., 2009; JUNG, 2011). Die schlanken Flimmerzellen befinden sich vor allem apikal, während die bauchigen flimmerlosen Epithelzellen sich eher im basalen Bereich des Epithels einordnen (SCHWARZ, 1969b). Untersuchungen von MADEKUROZWA (2005) am juvenilen Strauß zeigen, dass die Oberflächenmerkmale der Epithelzellen mit Tageslichtlänge und Aktivität der Eierstöcke variieren. Produziert der Eierstock Steroide, bewirkt dies eine Ziliogenese im Magnum.

Alcianblau färbt beim Huhn im Oberflächenepithel den gesamten Zellkörper an, im kaudalen Bereich sogar noch intensiver als im kranialen (SCHWARZ, 1969b). Der Nandu zeigt im Epithel mehr zilientragende als schleimsezernierende Zellen, wobei die sezernierenden Zellen PAS-positive Granula im Zytoplasma beinhalten (PARIZZI, 2008). JUNG et al. (2011) beschreiben, dass nur die adulten Tiere eine positive PAS-Reaktion der Magnumdrüsen aufweisen.

WAIBL & SINOWATZ (2004) und LIEBICH & KÖLLE (2010) bezeichnen die unter dem hochprismatischen Oberflächenepithel befindlichen Propriadrüsen als

Glandulae magni. Beim Haushuhn sind sie als dicke Drüsenpakete von verzweigter, tubulärer Gestalt zu erkennen. Das Drüsenepithel wird von iso- bis hochprismatischen Zellen gebildet, die Granula enthalten, welche sich zu Sekretvakuolen organisieren können (SCHWARZ, 1969b). Nach JUNG et al. (2011) lassen sich drei verschiedene Arten von Drüsenzellen beim Huhn unterscheiden. Beim Strauß ziehen zahlreiche Tubulusdrüsen in die Lamina propria mucosae und sind mit einem einfachen hochprismatischen Epithel mit Zilien ausgekleidet (MADEKUROZWA, 2002b). SHARAF et al. (2012) berichten von Schleimhautfalten beim Strauß, die sich mit zunehmender Geschlechtsreife vermehrt primär und sekundär aufzweigen. Ebenso stellen sie fest, dass die Drüsen in der Entwicklung zunehmend komplexer werden. Nach AUGHEY & FRYE (2001) sind die Drüsenzellen des Magnums hochprismatisch und enthalten eosinophile Granula. Laut WEYRAUCH et al. (2009) ist das Magnum des Huhnes während der Legetätigkeit mit großen Drüsenpaketen ausgestattet, welche das Bindegewebe fast vollständig verdrängen. Die Zellen des Drüsenepithels scheinen zu einer homogenen Masse verschmolzen zu sein, und es ist kaum Drüsenlumina erkennbar. Nach der Passage des Eies sind leere Drüsen und eine tiefe Fältelung der Schleimhaut zu erkennen. Beim Massai-Strauß (MUWAZI, 1982) beinhaltet das subepitheliale Bindegewebe verzweigtere und komplexere Drüsen als im Infundibulum. An wenigen Stellen ist das Drüsenlumen erkennbar, welches PAS-positives Material beinhaltet. Beim Nandu enthält die Tunica mucosa eine große Anzahl tubulärer Drüsen, die sich aus polygonalen Zellen mit basalem Nucleus und einem basophilen Zytoplasma zusammensetzen und PAS-positive Granula enthalten (PARIZZI, 2008). MANNA (1995) berichtet, dass sich der Schleim der Becherzellen im Magnum PAS-positiv und auch Alcianblau-positiv bei pH 1,0 und 2,5 zeigt. Das glanduläre Bindegewebe beim Strauß ist stark vaskularisiert (MUWAZI, 1982; MADEKUROZWA, 2002b).

Die Tunica muscularis des Haushuhnes zeigt sich im Magnum bereits besser entwickelt als im Infundibulum (BACHA & BACHA, 2000).

Im kaudalen Magnum des Huhnes befinden sich große, helle, wabig bis amorphe Granula in den zilienlosen Epithelzellen, die die zilientragenden Zellen zusammendrängen. Die granulahaltigen Zellen wölben sich über die Zelloberfläche hinaus. Als Tropfen können die Granula ins Lumen abgeben

werden. Ihr Inhalt besteht aus hellen Granula und einer Art Kittsubstanz (Schwarz, 1969b).

### 2.3. Isthmus

Der Isthmus des Huhnes (BACHA & BACHA, 2000), des Nandus (PARIZZI, 2008) und des Massai-Straußes (MUWAZI, 1982) besitzt ein mehrreihiges, hochprismatisches Epithel. Es besteht, wie auch die vorherigen Eileiterabschnitte, aus Flimmerzellen und zilienlosen Becherzellen (BACHA & BACHA, 2000). Beim Huhn unterscheidet sich das Epithel in der Übergangsregion vom Magnum zum Isthmus, der Pars translucens isthmi, deutlich vom restlichen Isthmusepithel: Es sind ausschließlich sekretorische Flimmerzellen vorhanden (MAO et al., 2006). Die Zellkerne liegen in zwei Reihen, wobei sich lumenseitig der basal befindlichen Kerne leer wirkende Vakuolen befinden (SCHWARZ, 1969b). DRAPER et al. (1972) berichten von apikal gelegenen elektronendichten Granula, die bauchig in das Lumen hineinragen und dort Bläschen formen. Nach SCHWARZ (1969b) befinden sich im Flimmersaum schwach erkennbare Sekretkappen. Die Färbung mit Alcianblau ergibt eine im Vergleich zum Magnum nur geringe positive Reaktion, und die PAS-Reaktion führt zu einer blassen Rotfärbung des Zytoplasmas.

Die Lamina propria mucosae des Isthmus zeigt sich deutlich weniger umfangreich als die des Magnums (AITKEN, 1971). Im Anfangsabschnitt, der Pars translucens isthmi, ist der Isthmus drüsenlos (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Im Hauptteil des Isthmus finden sich beim Haushuhn viele tubuläre Drüsen, auch Glandulae isthmi genannt (BACHA & BACHA, 2000; LIEBICH & KÖLLE, 2010). Die Drüsenzellen enthalten schwach angefärbte Vakuolen (AUGHEY & FRYE, 2001). Laut MUWAZI (1982) ist beim Massai-Strauß im Isthmus ein vermehrtes Auftreten von Oberflächeninvaginationen, welche in Drüsen führen, zu beobachten. In den Drüsenzellen sind elektronendichte Granula und Lipidtröpfchen festzustellen. Das Bindegewebe der Schleimhautfalten des Massai-Straußes beinhaltet glatte Muskulatur, welche von der zirkulären Muskelschicht abstammt (MUWAZI, 1982). In der Lamina propria mucosae des Nandus befinden sich quaderförmige Zellen, die ihrerseits die Drüsen formen und eine viel stärkere PAS-positive Antwort zeigen, als es in den beiden vorherigen Abschnitten zu sehen ist (PARIZZI, 2008). Im Isthmus des Straußes ist eine positive Alcianblau-Färbung zu verzeichnen (SABER et al., 2009).

Die Tunica muscularis ist im Isthmus des Haushuhnes noch stärker ausgeprägt als es in den beiden vorherigen Eileiterabschnitten der Fall ist (BACHA & BACHA, 2000). Auch beim Massai-Strauß erscheint die Muskelschicht deutlich dicker als in den beiden vorherigen Regionen. Die zirkuläre Muskelschicht ist durch Bindegewebe mit zahlreichen Blutgefäßen unterbrochen (MUWAZI, 1982).

#### **2.4. Uterus**

Beim Hausgeflügel, beim Massai-Strauß und auch beim Nandu besteht das Schleimhautepithel des Uterus aus hochprismatischen Zellen mit zwei Reihen von Kernen (RICHARDSON, 1935; JOHNSTON et al., 1963; MUWAZI, 1982; PARIZZI, 2008). In Regionen, in denen das Epithel sehr hoch ist, ist beim Massai-Strauß auch nur eine einfache Schicht aus hochprismatischen Zellen zu sehen (MUWAZI, 1982). Das Oberflächenepithel des Huhnes weist zwei Arten von Zellen auf, die sich hinsichtlich Zytoplasmabeschaffenheit, Lokalisation des Kernes und Eigenschaften ihrer freien Zelloberfläche unterscheiden. Der erste Zelltyp ist kinozilientragend und hat im apikal gelegenen Teil ein körnig erscheinendes, verdichtetes Zytoplasma und einen apikal bis zentral gelegenen Kern. Der zweite Zelltyp besitzt keinen körnigen Zytoplasmahalt, auch sind keine Kinozilien erkennbar. Der Kern liegt hier basal, und in Kernnähe sind Vakuolen auszumachen (SCHWARZ, 1969b). Das Epithel besteht beim Nandu hauptsächlich aus Zellen mit Zilien (PARIZZI, 2008). Teilweise zeigen sich in gefärbten Präparaten vom Huhn innerhalb des Epithels dunkle, im polarisierten Licht aufleuchtende, kerngroße Gebilde (SCHWARZ, 1969b). Viele zilienlose Epithelzellen des Massai-Straußes beinhalten eine PAS-positive Substanz im apikalen Zytoplasma (MUWAZI, 1982). SABER et al. (2009) berichten von einer negativen Alcianblau-Färbung der Uterindrüsen des Straußes.

Die Glandulae uterinae in der Lamina propria mucosae des Huhnes sind den Drüsen des Isthmus ähnlich, erscheinen aber dichter gepackt (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE et al., 2010). Das subepitheliale Bindegewebe beinhaltet beim Massai-Strauß weniger Drüsen als im Magnum, allerdings erscheinen die Uterindrüseneinheiten größer als jene im Magnum. Das glanduläre Epithel ist PAS-negativ. Die epithelialen Invaginationen führen in die Uterindrüsen (MUWAZI, 1982). Die Lamina propria mucosae des Nandu beinhaltet in den kranialen Schleimhautfalten dicht gepackte Tubulusdrüsen, die sich in regelmäßigen Abständen zum Lumen hin öffnen. Im kaudalen Uterusabschnitt

sind weniger Drüsen in der Lamina propria mucosae zu sehen (Parizzi, 2008). AUGHEY & FRYE (2001) haben beim Huhn schwach angefärbte Granula in den Drüsentubuli nachgewiesen, welche nach der Eipassage verschwinden.

Im Uterus ist die Tunica muscularis besonders deutlich ausgeprägt (RANDALL & REECE, 1996). Das Bindegewebe beim Massai-Strauß unterhalb der Drüsen ist stark vaskularisiert und die darunterliegende Muskulatur erscheint dicker als in allen vorherigen Abschnitten. Die Uteruswand macht den dicksten Anteil des Eileiters aus (MUWAZI, 1982).

## **2.5. Vagina**

Das Oberflächenepithel der Vagina des Huhnes setzt sich zumeist aus mit Kinozilien besetzten hochprismatischen Zellen zusammen (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE, 2010). Laut SCHWARZ (1969b) nimmt die Anzahl an zilienlosen Zellen, welche mit Sekretmaterial gefüllt sind, kloakal zu. Die Zellkerne liegen in zwei Reihen übereinander. Basal gelegene Kerne zeigen sich rund und reich an Chromatin, die apikal bis zentral gelegenen Kerne stellen sich längsoval und chromatinärmer dar (SCHWARZ, 1969b). Das hochprismatische, mehrreihige Oberflächenepithel des Massai-Straußes beinhaltet viele zilienlose Zellen, die PAS-positiven Inhalt in der apikalen Region zeigen (MUWAZI, 1982). Beim Nandu zeigt das Oberflächenepithel der Vagina ein zilientragendes, mehrreihiges Zylinderepithel mit PAS-positiven schleimsezernierenden Zellen (Parizzi, 2008).

Die Lamina propria der Vagina des Huhnes ist drüsenfrei. Lediglich im uterovaginalen Übergangsbereich befinden sich einzelne Drüsenschläuche (SCHWARZ, 1969b). LIEBICH & KÖLLE (2010) lokalisieren die Uterovaginaldrüsen auf Höhe des Musculus sphincter vaginae und bezeichnen sie als Fossulae spermaticae.

Die Tunica muscularis ist im uterovaginalen Bereich zum Musculus sphincter vaginae verdickt (AITKEN, 1971; KÖNIG et al., 2009). Die Schleimhautfalten des Massai-Straußes haben keine Muskulatur. Die Muskelschicht ähnelt der des Uterus (MUWAZI, 1982).

### **3. Entwicklung des aviären Eileiters und Oogenese**

#### **3.1. Entwicklung des aviären Eileiters**

Während der embryonalen Entwicklung werden zunächst zwei Müllersche Gänge angelegt. Aus dem linken Gang formt sich im weiteren Verlauf der linke Eileiter (KAMAR & YAMANI, 1962), der rechte Gang atrophiert (GERSTBERGER & BARTH, 2004) aufgrund des Anti-Müller-Hormones am zehnten Bebrütungstag (HUTSON et al., 1985).

Die Atrophie des rechten Eileiters wird von KÖNIG et al. (2009) damit begründet, dass durch die Gewichtsersparnis die Flugfähigkeit erhalten bleibt. Widerlegt wird diese Ansicht von WAIBL & SINOWATZ (2004), die auf die herausragenden Flugeigenschaften einiger Greifvögel hinweisen, welche sowohl paarige Ovarien als auch Ovidukte anlegen.

#### **3.2. Oogenese / Bildung der sekundären und tertiären Eihüllen im linken Eileiter**

Die funktionelle Unterteilung des Eileiters erfolgt analog zur anatomischen Gliederung in die bekannten fünf großen Abschnitte Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina. Zu den Hauptaufgaben des Eileiters zählen das Leiten der Samenzellen zum Infundibulum für die Befruchtung, das Speichern von Samen für eine Verwendung zu einem späteren Zeitpunkt, das Bereitstellen von Material für den Eiaufbau, und das Transportieren des Eies mit Hilfe der je nach Abschnitt sehr ausgeprägten glatten zirkulären und longitudinalen Muskulatur (SCHWARZ, 1969a; SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008).

Das Infundibulum ist für das Auffangen der ovulierten polylezithalen Eizellen verantwortlich, und kann hierbei den mit reichlich glatten Muskelzellen ausgestatteten Trichter dem Eierstock entgegenbiegen. Im röhrenförmigen Abschnitt findet die Befruchtung statt. Durch die im kaudalen Infundibulum befindlichen Schleimhautdrüsen wird ein protein- und phospholipidreiches Sekret produziert, welches die Dotterkugel als innerste Eiweißmembran umhüllt (KÖNIG et al., 2009). Laut SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS (2008) handelt es sich hierbei um eine aus drei Blättern bestehende Dottermembran, die sich außen auf das Plasmalemm der Eizelle schichtet. Von

innen nach außen zählen dazu die Lamina perivitellina (Perivitellinmembran), die Lamina continua und die Lamina extravitellina. Aus daraus entstehenden feinen Filamenten am spitzen und stumpfen Ende des Eies bilden sich die Hagelschnüre (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008; RAHMAN et al., 2007; LIEBICH & KÖLLE, 2010; REED et al., 2010). Deren Funktion ist es, den Dotter im Sinne einer Aufhängevorrichtung zentral im Ei zu stabilisieren (LIEBICH & KÖLLE, 2010) bzw. die Keimscheibe dadurch obenauf zu positionieren (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008).

Das Drüsenlager im Magnum produziert eine Reihe von hygroskopisch wirksamen Molekülen, namentlich Ovalbumine, Ovotransferrin und Ovomucoid. Diese Substanzen führen dazu, dass es im Uterus zu einem späteren Zeitpunkt zu Wassereinlagerungen kommt, und so das spätere Eiklar entsteht (KÖNIG et al., 2009). Das Eiweiß schichtet sich in drei Lagen, wovon die innere und äußere dünnflüssig und die mittlere Lage dickflüssig ist (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008). Die Hagelschnüre verzwirbeln sich aufgrund der Rotation des weiterwandernden Eies zu einem Strang, der am kaudalen Magnum im dicken Eiweiß verankert wird (RAHMAN et al., 2007).

Im Isthmus sind die vorhandenen Schlauchdrüsen für die Herstellung von schwefelhaltigen Proteinen zuständig. Auf Grund der Zusammensetzung erweisen sich diese Proteine als besonders stabil und hitzebeständig und lagern sich als zweischichtige Schalenhaut an (KÖNIG et al., 2009). Am stumpfen Pol des Eies umschließen diese keratinhaltigen Häute die Luftkammer (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Die Eihäute sind für Gase und Wasser permeabel (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008). Die Isthmusdrüsen sind außerdem bekannt dafür, reichlich komplexe Kohlenhydrate zu enthalten (AITKEN, 1971).

Wie bereits erwähnt findet im Uterus durch die feuchtigkeitsbindenden Eigenschaften der im Magnum produzierten Proteine ein Aufquellen der Eiweißschicht statt. Dadurch formiert sich das spätere "Weißei" (KÖNIG et al., 2009). Auch der Uterus bildet einen Teil des Eiweißes selbst (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Eine weitere wichtige Aufgabe ist die Bildung der Kalkschale aus Calciumcarbonat und anderen Calciumsalzen. Das Ausgangssekret hierfür wird von den Schleimhautepithelzellen des Uterus gebildet und sezerniert (KÖNIG et al., 2009). Aus Faserproteinen und Mukopolysacchariden entsteht zunächst ein Gitternetz, in welchem sich im weiteren Verlauf der Kalkschalenbildung



Calciumcarbonate ansammeln (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008).

Die Schleimhaut der Vagina enthält im uterovaginalen Übergangsbereich Drüsen, welche zum einen zur Speicherung, und zum anderen für die Ernährung der Spermien dienen (KÖNIG et al., 2009). Laut LIEBICH & KÖLLE (2010) sind die Drüsen in den Schleimhautfalten für die Ernährung der Spermien zuständig, die tubulären Drüsen in der Lamina propria mucosae hingegen für die Samenspeicherung. Nach SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS (2008) fungieren wiederum die Schleimhautkrypten als Spermienspeicher. Eine weitere wichtige Aufgabe der uterovaginalen Drüsen ist die Bildung der Cuticula (KÖNIG et al., 2009; SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008). Die Cuticula erleichtert durch ihre schleimige Konsistenz die Oviposition, erstarrt nach der Eiablage, und schützt durch den Verschluß der Poren vor eindringenden Bakterien (SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008).

In mehreren Studien sowohl an Wildpopulationen als auch an domestizierten Straußen wurde ersichtlich, dass der Strauß ein saisonaler Brüter ist, wobei die Zunahme der Tageslichtlänge dabei ausschlaggebend ist (DEGEN et al. 1994; HICKS-ALLDREDGE, 1998; SOLEY & GROENEWALD, 1999). Nach DEGEN et al. (1994) kann neben der Tageslichtlänge auch eine erhöhte Nahrungszufuhr zu Beginn der Regenzeit eine Zunahme der Reproduktionsaktivität bewirken. Auch MADEKUROZWA (2002a, 2002b) und MADEKUROZWA et al. (2002) haben den Zusammenhang zwischen der Zunahme der Tageslichtlänge und vermehrter Nahrungsaufnahme und der saisonalen Entwicklung der Eierstöcke hergestellt.

## 4. Glykohistochemie

In der Glykohistochemie werden kohlenhydrathaltige Makromoleküle im Gewebe nachgewiesen. Dazu können konventionelle Färbungen verwendet werden, wie z. B. die Alcianblau-Färbung oder die Perjodsäure-Schiff-Reaktion (PAS-Reaktion). Eine differenziertere Analyse ist mittels Lektinen möglich, da diese eine selektive, kohlenhydratbindende Eigenschaft aufweisen (SINOWATZ & HEES, 2006; ROTH, 2011). Zudem zeigt die Verwendung von Lektinen nicht nur das Vorhandensein eines Glykans auf, sondern vielfach erhält man auch Informationen über dessen strukturellen Aufbau (GABIUS, 2001).

### 4.1. Definition der Lektine

Im Jahre 1888 isolierte Hermann Stillmark das erste Lektin aus der Pflanze *Ricinus communis* und benannte es Rizin (RÜDIGER & GABIUS, 2009b). Aufgrund dessen blutgerinnender Eigenschaft wurde von Elfstrand 1898 vorerst die Bezeichnung "Hämagglutinin" eingeführt (RÜDIGER & GABIUS, 2009b). Der Begriff "Lektin" wurde erst 1954 von W. C. Boyd geprägt, der die AB0-blutgruppenspezifische Bindungsfähigkeit dieser Antikörper-ähnlichen Proteine beobachtete und die Notwendigkeit der Einführung eines eigenen Namens vorschlug. Das aus dem Lateinischen stammende Wort "legere", was soviel bedeutet wie "auswählen", diente dafür als Grundlage (BOYD & SHAPLEIGH, 1954). Synonym wurde für Lektine auch der Begriff "Agglutinin" verwendet, der sich laut PEUMANS & VAN DAMME (1995) besser eignen sollte, die Fähigkeit, Zellen im Allgemeinen zu binden, zu beschreiben.

Nach heutiger Definition handelt es sich bei Lektinen um kohlenhydratbindende Proteine, welche von Molekülen mit der gleichen Eigenschaft abgegrenzt werden müssen. Dazu gehören zuckerspezifische Immunglobuline, auf Liganden einwirkende Enzyme und Sensor- bzw. Transportproteine für freie Mono- und Oligosaccharide (GABIUS et al., 2011).

### 4.2. Vorkommen und physiologische Funktion von Lektinen

Lektine sind sehr weit verbreitet und können aus fast allen Organismen isoliert werden, z. B. aus Mikroorganismen, Pflanzen, Pilzen und Tieren (RÜDIGER, 1998; ROTH, 2011). Am besten erforscht sind bislang die pflanzlichen Lektine, von denen es mittlerweile über 500 verschiedene zur Verwendung gibt (SHARON

& LIS; 2004). Die höchste Konzentration von Pflanzenlektinen findet sich in den Speicherorganen wie Wurzeln, Knollen, Rinde und Samen. Lektine werden intrazellulär in membranumhüllten Proteinspeicherorganellen gefunden, den sogenannten “protein bodies”, wo sie zusammen mit Speicherproteinen, Enzymen und Phytinsäure vorhanden sind (RÜDIGER & GABIUS, 2009c).

Die physiologischen Funktionen, die Lektine wahrnehmen, sind mannigfaltig. So ist beispielsweise bekannt, dass Pflanzen durch die enthaltenen Lektine vor Schädlingen, Pilzbefall und Fraß geschützt werden (SHARON & LIS, 2004). Zudem konnte in Studien nachgewiesen werden, dass Lektine eine wichtige Rolle in der Initiation eines Infektes, z. B. durch Influenzaviren, spielen (SHARON & LIS, 2004).

#### **4.3. Anwendung von Lektinen**

Zahlreiche Anwendungsmöglichkeiten haben sich im Laufe der Zeit im Bereich der Biochemie, Zellbiologie, Medizin und neuerdings der Chip-Technologie entwickelt und etabliert. Pflanzenlektine finden aufgrund ihrer außerordentlichen Stabilität und der Tatsache, dass das Anbringen von Markern keine nachteiligen Veränderungen für ihre Spezifität mit sich bringt, vielfach Verwendung (RÜDIGER & GABIUS, 2009c). Ihre Spezifität für Glykane ermöglicht die Analyse von Molekülstrukturen und die Separation von Glykangemischen oder Glykokonjugaten (RÜDIGER & GABIUS, 2009c). Krankheitsbedingte Veränderungen des Kohlenhydratprofils einer Zelle können damit identifiziert werden (RÜDIGER & GABIUS, 2009c). So beschreiben CIPOLLA et al. (1998) eine Veränderung im Bindungsverhalten der Lektine Peanut Agglutinin (PNA), Soybean Agglutinin (SBA) und Canavalia ensiformis Agglutinin (ConA) bei Färsen, die sich mit *Campylobacter fetus subspecies venerealis* (Cfv) infiziert hatten. Cfv-positive Tiere zeigten eine erhöhte Bindung von PNA und SBA in den Uterindrüsen. Zudem war das Epithel des Eileiters stark positiv für ConA (CIPOLLA et al., 1998). Im medizinischen Bereich kommen Lektine unter anderem bei der mitogenen Stimulation von Lymphozyten, bei der Reinigung des Knochenmarkes vor dessen Transplantation oder auch in der Tumorforschung zum Einsatz (SHARON & LIS, 2004).

Aufgrund ihrer Fähigkeit, Kohlenhydrate spezifisch zu erkennen und zu binden, werden Lektine häufig in der Zyto- und Histochemie verwendet. So können

Lektine unter anderem für das Erforschen der Glykokalix auf pro- und eukaryotischen Zellen verwendet werden (STRYER, 1995; ROTH, 2011). Die Identifikation von Zuckern in und auf Zellen ist insofern relevant, weil die Zuckerketten wichtige Informationsträger darstellen, die durch ihre Anordnung die Kodierungsmöglichkeiten von Nukleinsäuren und Proteinen weit übersteigen (RÜDIGER & GABIUS, 2009a). Die hohe Kodierungskapazität des Zuckercodes basiert auf der hohen Variabilität der Oligosaccharide aufgrund der anomeren Position, dem Verknüpfungspunkt, der Ringgröße, den Verzweigungen in der Kette und der Substitutionen an Zuckerepitopen (GABIUS, 2011).

#### **4.4. Histochemischer Nachweis von Zuckerstrukturen mit Lektinen**

Der Nachweis von Zuckerstrukturen mittels Lektinen kann über verschiedene Methoden erfolgen: Die direkte Methode koppelt das Lektin an einen Marker, z. B. an einen Fluoreszenzfarbstoff, ein Enzym oder an kolloidale Goldpartikel (ROTH, 2011). Bei der indirekten Methode können entweder markierte Antikörper verwendet werden, die spezifisch für ein Lektin binden (BROOKS et al., 1997), oder es kommen biotinylierte Antikörper zum Einsatz, welche im zweiten Schritt durch markiertes Streptavidin sichtbar gemacht werden (ROTH, 2011).

#### **4.5. Einteilung der Lektine und Bindungseigenschaften**

Lektine weisen eine individuelle Zuckerspezifität auf und können mit Glykanen von zellulären Glykoproteinen und Glykolipiden reagieren (ROTH, 2011). Dieses Reaktionsvermögen ist nicht ausschließlich vom Glykan an sich abhängig, sondern auch von hydrophoben und elektrostatischen Wechselwirkungen (ROTH, 2011). Laut WU et al. (2009) beeinflusst zudem die Art der Bindung und die nachfolgenden Zuckerreste in einem Oligosaccharid das Bindungsverhalten von Lektinen.

Die Einteilung der Lektine basiert auf ihrer Zuckerspezifität, welche durch Agglutinationsversuche mit Hemmzuckern ermittelt wird (ROTH, 2011).

**Tabelle 1: Übersicht ausgewählter Pflanzenlektine und ihre Zuckerspezifität.**

Modifiziert nach Gabius, Goldstein, Poretz, und Rüdiger (GOLDSTEIN & PORETZ, 1986; RÜDIGER & GABIUS, 2001; RÜDIGER & GABIUS, 2009c; GABIUS et al., 2011)

Name des Lektins	Ursprung	Abk.	Zuckerspezifität
Concanavalin Agglutinin	<i>Canavalia ensiformis</i> (Schwertbohne)	ConA	D-Mannose und D-Glukose bindend
Pisum sativum Agglutinin	<i>Pisum sativum</i> (Erbse)	PSA	
Lens culinaris Agglutinin	<i>Lens culinaris</i> (Speiselinse)	LCA	
Ricinus communis Agglutinin	<i>Ricinus communis</i> (Rizinusbohne)	RCA	D-Galaktose bindend
Viscum album Agglutinin	<i>Viscum album</i> (Mistel)	VAA	
Peanut Agglutinin	<i>Arachis hypogaea</i> (Erdnuss)	PNA	
Griffonia simplicifolia Agglutinin I	<i>Griffonia simplicifolia</i> (Afrikanische Schwarzbohne)	GSL-I	N-Acetyl-D- Galaktosamin bindend
Dolichos biflorus Agglutinin	<i>Dolichos biflorus</i> (Afrikanische Pferdebohne)	DBA	
Soybean Agglutinin	<i>Glycine max</i> (Sojabohne)	SBA	
Sophora japonica Agglutinin	<i>Sophora japonica</i> (Chinesischer Schnurbaum)	SJA	
Sambucus nigra Agglutinin	<i>Sambucus nigra</i> (Schwarzer Holunder)	SNA	D-Galaktose und N-Acetyl- D-Galaktosamin bindend

Wheat germ Agglutinin	<i>Triticum vulgare</i> (Weizen)	WGA	N-Acetyl-D- Glukosamin und N-Acetyl-D- Neuraminsäure bindend
Ulex europaeus Agglutinin I	<i>Ulex europaeus</i> (Stechginster)	UEA-I	L-Fukose bindend
Maackia amurensis Agglutinin I- Leukoagglutinin	Maackia amurensis (Asiatisches Gelbholz)	MAA-I	Oligosaccharid bindend
Phaseolus vulgaris Erythroagglutinin	<i>Phaseolus vulgaris</i> (Gartenbohne)	PHA-E	
Phaseolus vulgaris Leukoagglutinin	<i>Phaseolus vulgaris</i> (Gartenbohne)	PHA-L	

#### 4.6. Lektinbindungsstellen im Vogeleileiter

JUNG et al. (2011) analysierten die Bindung verschiedener Lektine im Magnum des juvenilen und adulten Huhnes. Hierbei wurde beobachtet, dass Lektine selektiv an das Oberflächenepithel, das Stroma und die tubulären Drüsen gebunden waren. Besonders positiv zeigten sich bei den geschlechtsreifen Hühnern die Lektine Concanavalin Agglutinin (ConA) und Wheat germ Agglutinin (WGA) an den elektronendichten, sekretorischen Granula in den Tubulusdrüsen, während die juvenilen Tiere vor allem eine Fluoreszenz im Oberflächenepithel und im Stroma aufwiesen. Peanut Agglutinin (PNA) war nur bei den adulten Tieren vor allem auf der apikalen Oberfläche des Epithels zu finden und eher selten in den Tubulusdrüsen. Für Ulex europaeus Agglutinin I (UEA-I) waren sowohl adulte als auch juvenile Tiere negativ.

## **5. Immunhistochemie**

Durch die Immunhistochemie wird mittels spezifischer Antikörper der Nachweis von antigenen Makromolekülen in Zellen und Gewebe möglich (SINOWATZ & HEES, 2006). Grob unterscheidet man dabei zwischen der direkten und der indirekten Methode (ROMEIS, 2010). Bei der direkten Methode werden Antikörper verwendet, welche bereits an einen Marker gekoppelt sind. Bei der indirekten Methode bindet zunächst ein spezifischer, nicht-markierter Primärantikörper, an welchen sich im nächsten Schritt ein markierter Sekundärantikörper bindet (SINOWATZ & HEES, 2006; ROMEIS, 2010). Als Marker für die Antikörper werden Enzyme, wie z. B. Meerrettichperoxidase (Horseradish Peroxidase) oder Alkalische Phosphatase verwendet, wodurch die untersuchten Antigene im Schnitt mit dem Lichtmikroskop erkennbar werden (SINOWATZ & HEES, 2006; ROMEIS, 2010).

In der vorliegenden Arbeit wird die Lokalisation von verschiedenen Komponenten des Zytoskelettes sowie einige wichtige Hormonrezeptoren im Gewebe des Eileiters beim Strauß immunhistochemisch bestimmt.

### **5.1. Tubulin**

Tubulin ist ein aus zwei Untereinheiten bestehendes globuläres Protein, welches den Hauptanteil beim Aufbau von Mikrotubuli ausmacht. Die Mikrotubuli sind ein Teil des Zytoskelettes und kommen in allen kernhaltigen Zellen vor (SINOWATZ & HEES, 2006). Sie haben eine zylindrische Form mit 25 nm Durchmesser und einer Länge von bis zu mehreren Mikrometern (Liebich, 2010). Sie bestimmen mit ihrem unverzweigten Röhrensystem die subzelluläre Struktur des Zytoplasmas. Auch die Zellform wird durch die Anordnung bzw. den Umbau der Mikrotubuli vorgegeben, und Zellorganelle können entlang dieser Röhren transportiert werden. Des Weiteren dienen Mikrotubuli als Ansatzstelle für kontraktile Proteine und nehmen somit indirekt an der Zellbewegung teil (SINOWATZ & HEES, 2006).

### **5.2. Vimentin**

Das Zytoskelett vieler mesenchymaler Zellen beinhaltet das Intermediärfilament Vimentin. Ebenso wird es in manchen Epithelzellen lokalisiert (LAZARIDES, 1980). Intermediärfilamente können aufgrund ihrer chemischen

Verschiedenartigkeit in Klassen unterteilt werden. Vimentin wird dabei zur Klasse III gezählt (SINOWATZ & HEES, 2006). Intermediärfilamente bestehen aus Polypeptidketten von 8-11 nm Durchmesser und stellen die stabilste Komponente des Zytoskelettes dar. Aus diesem Grund werden sie vor allem an Stellen großer mechanischer Beanspruchung gefunden, wo sie vermutlich Druck- und Zugkräften entgegenwirken (SINOWATZ & HEES, 2006). Auch spielen sie eine Rolle bei der Zellmigration, der Zelldifferenzierung und Kontraktilität (GOLDMAN et al., 1996; GALOU et al., 1997). WANG & STAMENOVIC (2002) zeigen in ihrer Studie, dass die basolaterale Lokalisation von Vimentin im Epithel auf das Vorkommen vieler proliferierender Zellen zurückzuführen ist. Untersuchungen des Hühnereileiters zeigen sowohl im luminalen Epithel von Infundibulum, Magnum und Isthmus eine positive Immunfärbung für Vimentin als auch in den Drüsen des kaudalen Infundibulums (MADEKUROZWA, 2013a). Ähnliche Ergebnisse zeigen sich beim Eileiter der Wachtel. MADEKUROZWA (2013b) berichtet bei geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Wachteln von starker Immunfärbung im Infundibulum- und Magnumepithel und in den Infundibulumdrüsen. Ein Vimentin-positives Oberflächenepithel in Isthmus und Uterus ist lediglich bei den geschlechtsreifen Wachteln zu erkennen.

### **5.3. Zytokeratine**

Die Zytokeratine werden ebenso wie Vimentin zu den Intermediärfilamenten gezählt. Saure Keratine werden dabei in Klasse I, basische Keratine in Klasse II eingeordnet (SINOWATZ & HEES, 2006). Zu den sauren Keratinen gehören die Keratine K9-20, zu den basischen Keratinen werden die Keratine K1-8 gerechnet (PALLARI & ERIKSSON, 2006). Zytokeratine werden in Epithelzellen gefunden, wobei saure Keratine auch in Derivaten der Epidermis lokalisiert sind. Als Intermediärfilament tragen Zytokeratine wesentlich zur Stabilität von Zellen und Gewebe bei (SINOWATZ & HEES, 2006). In der Pathohistologie eignen sie sich zur Krebsdiagnostik, da sie bei der Klärung der Histogenese eines Tumors helfen können (SINOWATZ & HEES, 2006). Untersuchungen am Eileiter der Wachtel (GOUNON et al., 1987) zeigen, dass Zilienzellen ein stark entwickeltes Zytokeratinnetzwerk aufweisen. Die Ergebnisse dieser Studien verdeutlichen, dass sich ein Netzwerk aus Filamentbündeln zu einer subapikal gelegenden Schicht formiert. Von dort ziehen Bündel von Intermediärfilamenten zum basalen Teil der Zelle. Der Zellkern wird dabei in einem losen Netzwerk von



Intermediärfilamenten gehalten.

#### **5.4. Alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA)**

Aktin ist ein in allen Zellen vorkommendes Proteinmolekül und wird den Mikrofilamenten (Aktinfilamenten) zugeordnet. Mit einem Durchmesser von 5-7 nm können diese feinen, fädigen Filamente einzeln oder in Bündeln vorhanden sein. Aktinfilamente bestehen aus globulären Proteineinheiten (Aktin G), welche sich zu filamentösen Molekülen (Aktin F) zusammenschließen. Assoziieren die Mikrofilamente mit Myosin, entsteht eine kontraktile Eigenschaft, die durch die Myosin-ATPase umgesetzt wird. Mikrofilamente, welche nicht mit Myosin assoziiert sind, sind oft direkt unterhalb des Epithels lokalisiert, von wo aus sie bei der Endo- und Exozytose oder der Bewegung von Mikrovilli mitwirken können (SINOWATZ & HEES, 2006). Das Protein  $\alpha$ -SMA ist spezifisch für die glatte Muskulatur (LAZARIDES, 1980). Untersuchungen am Eileiter des Huhnes (MADEKUROZWA, 2013a) und am Wachteileiter (MADEKUROZWA, 2013b) zeigen, dass sich die Expression von  $\alpha$ -SMA im gesamten Eileiter auf die glatte Muskulatur der Tunica muscularis und auf die Tunica media der Gefäße beschränkt.

#### **5.5. Non-muscle myosin (NMM)**

Laut VICENTE-MANZANARES et al. (2009) ist NMM ein Aktin-bindendes Protein, von welchem drei Isoformen existieren. Es besteht aus einem Dimer, welcher sich aus einer globulären und einer stabförmigen Domäne zusammensetzt. Die globuläre Domäne beinhaltet zum einen die Bindungsstelle für Aktin als auch die enzymatische ATPase. Die stabförmige Domäne besteht aus leichten und schweren Ketten. Die katalytische Funktion der ATPase bewirkt eine Konformationsänderung des Dimers, wodurch Aktinfilamente in antiparalleler Richtung verschoben werden. NMM kann somit Kontraktionen verursachen, und ist in Nichtmuskelzellen vorhanden (SINOWATZ & HEES, 2006). NMM spielt in seiner Funktion eine wichtige Rolle in Zelladhäsion, Zellmigration und beeinflusst die Gewebearchitektur (VICENTE-MANZANARES et al., 2009).

#### **5.6. Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR)**

Die ovariellen Steroide Östrogen und Progesteron binden im Vogeleileiter an spezifische Rezeptoren. Laut MOEN & PALMITER (1980) und ISOLA et al. (1987) induziert Östrogen die Ausprägung von sowohl Östrogen (ER- $\alpha$ )- als auch

Progesteronrezeptoren (PR) im Eileiter. Studien an Hühnern haben gezeigt, dass Östrogen im Eileiter eine deutliche Längen- und Gewichtszunahme des Organes bewirkt, die Formation der Tubulusdrüsen sowie die Epitheldifferenzierung induziert und die Eiweißsezernierung bedingt (OKA & SCHIMKE, 1969a&b; PALMITER, 1972). Die Erklärung dieser Effekte basiert auf der Östrogen-induzierten erhöhten Mitoserate der Zellen des Oberflächenepithels und der gesteigerten RNA-Synthese in den Magnumdrüsen (O'MALLEY et al., 1974; MIKA et al., 1987).

Hingegen lassen Studien am Magnum (MADEKUROZWA, 2002b), am Uterus (MADEKUROZWA, 2003) und an der Vagina (MADEKUROZWA, 2002a) juveniler Strauße vermuten, dass nicht Östrogen, sondern Progesteron für die Differenzierung der genannten Eileiterabschnitte verantwortlich ist, wobei die Wirkung von Progesteron durch PR mediiert wird. Im Uterus trägt allerdings auch ER- $\alpha$  einen Teil zur Zelldifferenzierung bei. Diese Ergebnisse stützen sich auf Untersuchungen des Eileiters zum Zeitpunkt ovarieller Aktivität im Vergleich mit ovarieller Inaktivität. Unter dem Einfluß des aktiven Eierstockes ist im Magnum eine stark positive PR-Immunfärbung in den Kernen von Oberflächenepithel und Drüenschläuchen festzustellen. Eine moderate bis starke Immunfärbung für PR zeigt sich im Uterus sowohl im Oberflächenepithel als auch in den Tubulusdrüsen. Die Immunfärbung von PR in der Vagina zeigt sich intensiver bei Tieren mit aktivem Eierstock. ER- $\alpha$  ist immunhistochemisch in Magnum und Vagina nicht nachweisbar und im Uterus lediglich schwach positiv bei Straußen mit aktivem Eierstock in den Zellkernen des Oberflächenepithels zu sehen.

JUNG et al. (2011) analysierten die Östrogen- und Progesteronrezeptoren im Magnum des Hühnereileiters und fanden beide Rezeptoren luminal im Oberflächenepithel sowohl bei juvenilen als auch bei adulten Hühnern. Die adulten Tiere zeigen zudem beide Rezeptoren in den Drüsenlagern des Magnums.

### **III. MATERIAL UND METHODEN**

#### **1. Untersuchungsorgane**

Bei den untersuchten Organen handelte es sich um die linken Eileiter von 10 Straußen (*Struthio camelus*). Die Blauhals-Schwarzhals-Hybriden wurden auf der Straußenfarm Donaumoos in Leipheim als Nutztiere für die Produktion von Fleisch und Eiern gehalten. Zum Zeitpunkt der Schlachtung waren die Hennen zwischen 16 und 18 Monate alt und hatten ein Schlachtgewicht von ca. 90 kg erreicht. Wie bei der Mehrzahl der Vögel war physiologischerweise nur der jeweils linke Eileiter zur Ausbildung gekommen.

Die Probenahme erfolgte im April 2011. Zu diesem Zeitpunkt hatte der Großteil der untersuchten Tiere bereits die Geschlechtsreife erreicht. Acht von zehn Tieren wiesen einen gut entwickelten Eileiter auf, der zum Teil ein Ei mit Kalkschale im Uterus beinhalten.

Detaillierte Informationen zu Arbeitsmaterialien und Bezugsquellen sind im Anhang (Kapitel IX.) aufgeführt.

## **2. Entnahme und Fixierung der Gewebeproben**

Nach Betäubung der Tiere mittels Elektrozange und Tötung durch Entbluten erfolgte die Entnahme der Legedärme im Rahmen des weiteren Schlachtprozesses. Die gewonnenen Eileiter wurden übersichtlich ausgebreitet und deren einzelne Organabschnitte makroskopisch untersucht. Es waren dabei keine pathologischen Veränderungen der Organe ersichtlich.

Spätestens 30-60 Minuten nach Todeseintritt erfolgte die Probenahme. Die Eileiter wurden in longitudinaler Richtung mit Hilfe eines Skalpells eröffnet, und die luminale Seite nach oben zur Beprobung freigelegt.

Für die Licht- und Fluoreszenzmikroskopie wurden von jedem Organabschnitt Gewebeproben entnommen und in Bouin'scher Lösung bzw. in Formol immersionsfixiert. Die Größe der Probe war zum einen abhängig von der Gesamtgröße des Eileiters aufgrund des Entwicklungsstandes und zum anderen abhängig vom jeweiligen Abschnitt des Legedarms. Alle Proben haben eine Kantenlänge von ca. 10 x 10 mm gemein. Unterschiede sind in der Probendicke zu verzeichnen: Hierbei hatten die entnommen Gewebewürfel eine Dicke von 1-3 mm im Infundibulum, 1-4 mm im Magnum, 2-5 mm im Isthmus, 4-10 mm im Uterus und 5-11 mm in der Vagina.

### 3. Probenaufbereitung für die Lichtmikroskopie

Die in Bouin'scher Lösung eingebrachten Proben wurden nach 24 Stunden in 70 % Alkohol eingelegt, und über weitere drei Tage je einmal täglich gewechselt.

Die in Formol eingebrachten Proben wurden am Tag der Probenahme noch einmal gewechselt, dann für weitere drei Tage jeweils einmal täglich in frisches Formalin übergeführt.

Anschließend erfolgte das Zuschneiden der Bouin- und Formolproben. Augenmerk wurde darauf gelegt, einen Querschnitt der gesamten Eileiterwand zu erhalten. Die Proben wurden dann in kleinen, nummerierten Plastikbehältern eingekapselt. Die zugeschnittenen Bouinproben wurden in frischen 70 % Alkohol gelegt. Die Formolproben hingegen wurden über eine Stunde in frisches Formol gebracht, anschließend in DEPC-Wasser über zwei Stunden gewässert und danach in 70 % Alkohol, welcher dreimal in zwei Stunden gewechselt wurde, dehydriert.

Über einen Zeitraum von ca. 22 Stunden wurden in einem Einbettungsautomaten (Duplex Processor, Shandon (Frankfurt am Main)) die zugeschnittenen Proben über eine aufsteigende Alkoholreihe (2 x 80 % Alkohol, 2 x 96 % Alkohol, 2 x Isopropanol, 3 x Xylol) weiter entwässert und mit Paraplast durchtränkt.

Das anschließende Ausgießen der Proben in Paraplast-Blöcken erfolgte an einem Histostat-Tissue-Embedding Center (EG 1140H, Leica (Rockville, USA)). Der jeweiligen Probengröße angepasst wurden entweder quadratische bzw. rechteckige Plastikschräben mit Rahmen oder Metallschräben mit zentraler Vertiefung verwendet. Die jeweilige Schale wurde mit flüssigem Paraplast gefüllt, dann erfolgte das vorsichtige Einsetzen der Probe mit Schnittfläche nach unten mittels einer Pinzette. Auf einer Kühlplatte konnten die Präparate über eine Stunde abkühlen und härten, um dann manuell aus der Schale ausgeblockt zu werden.

Für eine optimale Schnittfähigkeit der Blöcke wurden diese eine halbe Stunde vor dem Schneiden in den Kühlschrank gelegt. Mit einem Rotationsmikrotom (Typ HM 340E, Microm international (Walldorf)) wurden von jedem Block ca. 50 Schnitte mit einer Schichtdicke von 5 µm erzeugt und auf beschichtete (Adhäsionsobjektträger Superfrost Ultra Plus, Fisher Scientific, Schwerte) oder unbeschichtete (Superfrost, Fisher Scientific, Schwerte) Objektträger aufgezogen.

Um eine vollständige Trocknung der Schnitte zu erreichen, wurden diese über mindestens 24 Stunden in einen Wärmeschränk (Bender & Hobein, Karlsruhe) mit einer Innentemperatur von 30-40 °C gestellt. Die Aufbewahrung der Schnitte bis zur Weiterbehandlung erfolgte lichtgeschützt in Kästen bei Raumtemperatur.

Geeignete Schnitte wurden ausgewählt, um konventionelle Färbungen sowie glykohistochemische und immunhistochemische Untersuchungen durchzuführen.

#### 4. Konventionelle lichtmikroskopische Färbung

Alle Schnitte wurden zunächst über eine absteigende Alkoholreihe entparaffiniert (2 x 10 min Xylol, 2 x 5 sek Isopropanol, 1 x 5 sek 96 % Ethanol, 1 x 5 sek 70 % Ethanol), und nach der Durchführung der jeweiligen konventionellen Färbemethode über eine aufsteigende Alkoholreihe entwässert (1 x 5 sek 70 % Ethanol, 1 x 5 sek 96 % Ethanol, 2 x 5 sek Isopropanol, 2 x 5 min Xylol). Anschließend wurden die Präparate für eine lange Haltbarkeit mit Eukitt (Quick Hardening Mounting Medium Sigma-Aldrich Chemie, Steinheim) und Deckgläschen versehen.

##### 4.1. Hämalan-Eosin-Färbung (H.E.-Färbung) nach Meier

Diese Standardfärbung ermöglicht eine gute Übersicht über das vorliegende Gewebe, indem sie Kerne blauviolett und das übrige Gewebe rosa färbt (ROMEIS, 2010).

Durchführung der Färbung:

Spülen in Aqua dest.	5 sek
Kernfärbung mit Hämalan	20 min
Spülen in Aqua dest.	5 sek
Bläuen in fließendem Leitungswasser	20 min
Eosin	10 min
Spülen in Aqua dest.	5 sek

##### 4.2. Van Gieson-Resorcinfuchsin-Färbung

Das Ergebnis dieser Färbung zeigt sich in den braun erscheinenden Kernen, den blau-schwarz gefärbten elastischen Fasern, dem leuchtend roten kollagenen Bindegewebe und dem gelben Muskelgewebe (ROMEIS 2010).

Durchführung der Färbung:

Resorcinfuchsinlösung	22 min
Fließendes Leitungswasser	1 min

Kernfärbung mit Eisenhämatoxylin nach Weigert	3 min
Spülen in drei separaten Küvetten Aqua dest.	5 sek/Cuv
Bläuen in fließendem Leitungswasser	10 min
Pikrinsäure-Thiazinrot	5 min
Spülen in Aqua dest.	5 sek
Auswaschen überschüssiger Pikrinsäure mit zwei separaten Küvetten 96 % Alkohol	10 sek/Cuv*

\* Differenzierung erfolgt in unterschiedlicher Geschwindigkeit: Kontrolle durch das Lichtmikroskop.

#### 4.3. Trichromfärbung nach Masson und Goldner

Durch das Eisenhämatoxylin färben sich die Zellkerne braun bis schwarz. Das Zytoplasma erscheint ziegelrot, die Erythrozyten orange, und die Muskulatur rot-orange bis braun. Ganz typisch für diese Färbung: Kollagene Bindegewebsfasern und Mukosubstanzen heben sich grün ab (ROMEIS, 2010).

##### Durchführung der Färbung:

Spülen in Aqua dest.	5 sek
Eisenhämatoxylin nach Weigert	1 min
3 x Spülen in Aqua dest.	10 sek/Cuv
Fließendes Leitungswasser	10 min
Azophloxin	5 min
Spülen in 1 % Essigsäure	10 sek
Phosphormolybdänsäure-Orange	15 min*
Spülen in 1 % Essigsäure	10 sek
Gegenfärbung mit Lichtgrün	5 min**
Spülen in 1 % Essigsäure	5 sek



\*Unterschiedliche Geschwindigkeit des Entfärbeproganges: Kontrolle durch Lichtmikroskop.

\*\* Unterschiedliche Geschwindigkeit der Grünfärbung des Bindegewebes: Kontrolle durch Lichtmikroskop.

#### 4.4. Alcianblau 8GX-Färbung (Alcianblau-Färbung): pH 2,5 und pH 1,0

Durch den Farbstoff Alcianblau (pH 2,5) nehmen saure Mukosubstanzen eine leuchtend blaue Farbe an. Eine Gegenfärbung mit Kernechtrot verleiht den Zellkernen eine hellrote Farbe. Um eine Unterscheidung von sulfatierten und carboxylierten Gruppen zu ermöglichen, wird parallel eine Färbung mit Alcianblau bei pH 1,0 durchgeführt, welche nur Sulfatgruppen leuchtend blau anfärbt (ROMEIS 2010).

Durchführung der Färbung:

Spülen in Aqua dest.	5 sek
3 % Essigsäure (pH 2,5) bzw. 0,1 N Salzsäure (pH 1,0)	3 min
1 % Alcianblau 8GX in 3 % Essigsäure (pH 2,5)	
bzw. in 0,1 N Salzsäure (pH 1,0)	30 min
3 % Essigsäure (pH 2,5) bzw. 0,1 N Salzsäure (pH 1,0)	5 sek
Spülen in Aqua dest.	5 sek
Kernechtrot	5 min
Spülen in Aqua dest.	5 sek

#### 4.5. Perjodsäure-Schiff-Reaktion (PAS-Reaktion) nach McManus

Bei den PAS-positiven Substanzen handelt es sich um komplexe Kohlenhydrate (1,2-Glykol-Gruppen), die sich rosa bis violettrot anfärben. Durch eine Gegenfärbung mit Hämalaun heben sich Zellkerne blau ab (ROMEIS 2010).

Durchführung der Färbung:

Spülen in Aqua dest.	5 sek
0,5 % wässrige Lösung von Perjodsäure	5 min

Spülen in Aqua dest.	5 sek
Schiff'sches Reagenz (Fuchsin-schwefelige Säure)	15 min
SO <sub>2</sub> -Wasser in 3 separaten Küvetten	2 min/Cuv
Fließendes Leitungswasser	5 min
Kernfärbung mit Hämalaun	4 min
Bläuen in fließendem Leitungswasser	15 min

Es wurden drei Kontrollen durchgeführt, die die spezifische Anfärbung der Kohlenhydrate überprüfen. Gewebeschnitte, die einer Vorbehandlung durch Amylase, einer Acetylierung oder einer Methylierung unterlagen, zeigten nach PAS-Reaktion ein negatives bzw. deutlich abgeschwächtes Färbeergebnis.

#### **4.5.1. PAS-Reaktion mit Amylasevorbehandlung**

Mit Hilfe der Amylase lässt sich Glykogen verdauen und dadurch von anderen komplexen Kohlenhydraten unterscheiden. Somit handelt es sich bei Substanzen, die nach dem Verdau noch PAS-positiv erscheinen, nicht um Glykogen.

Bei der Amylasevorbehandlung wurden die Objektträger nach absteigender Alkoholreihe in eine Feuchtkammer gelegt und jeder Schnitt mit 100 µl 0,5 % Amylase beträufelt. Nach einer Inkubation über zwei Stunden bei Raumtemperatur wurden die Objektträger kurz mit Aqua dest. gespült und anschließend dem PAS-Färbeprotokoll unterzogen.

#### **4.5.2. PAS-Reaktion mit Acetylierung**

In der PAS-Reaktion führt die Perjodsäure zur Oxidation der Hydroxylgruppen zu Aldehydgruppen. Durch die vorherige Acetylierung wird dieser Effekt an  $\alpha$ -Glykolen und  $\alpha$ -Aminoalkoholen verhindert (MISLIN, 1961).

Nach absteigender Alkoholreihe wurden die Objektträger für 24 Stunden bei Raumtemperatur in Essigsäureanhydrid-Pyridin-Lösung gebracht. Im Anschluß erfolgte eine zweimalige Spülung für jeweils zwei Minuten mit Aqua dest. und die PAS-Reaktion.

#### **4.5.3. PAS-Reaktion mit Methylierung**

In der PAS-Reaktion bewirkt die Perjodsäure das Oxidieren der Hydroxylgruppen zu Aldehydgruppen. Durch ein vorheriges Methylieren werden diese Hydroxylgruppen blockiert.

Nach absteigender Alkoholreihe wurden die Objektträger für 96 Stunden bei 37°C im Wärmeschränk in 0,1 n-Salzsäure Methanol (absolut)-Lösung gebracht. Nach zweimaligem Spülen mit Aqua dest. für jeweils zwei Minuten wurde mit der PAS-Reaktion fortgefahren.

## 5. Glykohistochemie

Die glykohistochemischen Untersuchungen wurden mit 17 Lektinen vorgenommen. Davon waren 13 Lektine direkt an Fluoreszeinisothiocyanat (FITC) gekoppelt und vier Lektine in biotinylierter Form vorhanden. Bouin- und formolfixierte Schnitte der Eileiter von nicht geschlechtsreifen und geschlechtsreifen Tieren wurden ausgewählt und mit dem jeweiligen Lektin inkubiert. Für jedes Lektin wurde außerdem eine Positiv- und eine Negativkontrolle mitgefärbt. Die als Positivkontrolle dienenden Gewebeschnitte verschiedener Spezies und Organe sind in Tabelle 2 aufgeführt. Als Negativkontrolle wurden Schnitte des Straußeneileiters verwendet, die anstelle des Lektins mit Pufferlösung inkubiert wurden. Die fertig behandelten Schnitte wurden unter Lichtabschluss im Kühlschrank aufbewahrt. Für die Auswertung kam das Fluoreszenzmikroskop (Dialux 20, Leitz, Wetzlar) zum Einsatz. Bilder wurden mit Hilfe der Progress®CF cool Kamera (Jenoptik, Jena) und dem konfokalen Laser-Scanning-Mikroskop (CLSM 510 Meta, Zeiss, Oberkochen) angefertigt.

**Tabelle 2: Verwendete FITC-markierte Pflanzenlektine, ihre Zuckerspezifität und Positivkontrollen.**

Modifiziert nach Gabius, Habermann, Monsigny und Rüdiger (MONSIGNY et al., 1980; RÜDIGER & GABIUS, 2001; RÜDIGER & GABIUS, 2009c; GABIUS et al., 2011; HABERMANN et al., 2011).

Name des Lektins	Abk.	Zuckerspezifität	Positivkontrolle
Concanavalin Agglutinin	ConA	Man/Glc bindend	Kan Ho
Pisum sativum Agglutinin	PSA	Man/Glc bindend	Hd Nh
Lens culinaris Agglutinin	LCA	Man/Glc bindend	Kan Ho
Ricinus communis Agglutinin	RCA	Gal bindend	Wa Ov

Peanut Agglutinin	PNA	Gal bindend	Wa Ov
Griffonia simplicifolia Agglutinin I	GSL-I	GalNAc bindend	Hd Nh
Dolichos biflorus Agglutinin	DBA	GalNAc bindend	Wa Ov
Soybean Agglutinin	SBA	GalNAc bindend	Wa Ov
Wheat germ Agglutinin	WGA	GlcNAc/Neu5Ac bindend	Rd Nh
Wheat germ Agglutinin succinyliert	WGA-s	GlcNAc* bindend	Kan Ho
Ulex europaeus Agglutinin I	UEA-I	Fuc bindend	Hd Nh
Phaseolus vulgaris Erythroagglutinin	PHA-E	**	Hd Nh
Phaseolus vulgaris Leukoagglutinin	PHA-L	**	Hd Nh

Fuc: L-Fukose, Gal: D-Galaktose, GalNAc: N-Acetyl-D-Galaktosamin, Glc: D-Glukose, GlcNAc: N-Acetyl-D-Glukosamin, Hd Nh: Hund Nebenhoden, Kan Ho: Kaninchen Hoden, Man: D-Mannose, Neu5Ac: N-Acetyl-D-Neuraminsäure, Rd Nh: Rind Nebenhoden, Wa Ov: Wachtel Ovar.

Bezugsquelle der FITC-markierten Lektine: Vector, Burlingame, USA.

\* Im physiologischem pH-Bereich ist WGAs negativ geladen, WGA hingegen zeigt eine positive Ladung. WGAs bindet an N-Acetyl-D-Glukosamin enthaltende Glykokonjugate, nicht aber an Glykokonjugate, die N-Acetyl-D-Neuraminsäure enthalten. Somit kann die Menge an N-Acetyl-D-Neuraminsäure ermittelt werden (MONSIGNY et al., 1980).

\*\* binden Oligosaccharide, keine Monosaccharide als Liganden bekannt.

**Tabelle 3: Verwendete biotinylierte Pflanzenlektine, ihre Zuckerspezifität und Positivkontrollen.**

Modifiziert nach Gabius, Habermann und Rüdiger (RÜDIGER & GABIUS, 2001; RÜDIGER & GABIUS, 2009c; GABIUS et al., 2011; HABERMANN et al., 2011).

Name des Lektins	Abk.	Zuckerspezifität	Positivkontrolle
Viscum album Agglutinin	VAA	Gal bindend	Ri Ov
Sophora japonica Agglutinin	SJA	GalNAc bindend	Ri Ni
Sambucus nigra Agglutinin	SNA	Gal/GalNAc bindend	Hd Ov
Maackia amurensis Agglutinin I - Leukoagglutinin	MAA-I	**	Hd Ov

Gal: D-Galaktose, GalNAc: N-Acetyl-D-Galaktosamin, Hd Ov: Hund Ovar, Ri Ni: Rind Niere, Ri Ov: Rind Ovar

Bezugsquelle für verwendete biotinylierte Pflanzenlektine: Lehrstuhl für physiologische Chemie, Veterinärwissenschaftliches Department, LMU München

\*\* binden Oligosaccharide, keine Monosaccharide als Liganden bekannt

**Protokoll für FITC-gekoppelte Lektine:**

Entparaffinieren mit absteigender Alkoholreihe:

Xylol	2 x 20 min
Isopropanol	2 x 5 sek
96 % Ethanol	5 sek
70 % Ethanol	5 sek
Aqua dest.	2 x 5 min

Spülen in PBS-Puffer (pH 7,4) 3 x 5 min

Verdünntes Lektin (5 µg/ml und 100 µl/Schnitt) aufbringen,

bei Raumtemperatur in Feuchtkammer inkubieren 60 min\*

Spülen in PBS-Puffer (pH 7,4) 3 x 5 min

Für Kernfärbung 4',6-Diamidino-2-phenylindol, DAPI  
(Vectashield Mounting Medium for Fluorescence with  
DAPI H 1200, Vector Laboratories Inc., Burlingame)  
auftropfen, Deckgläschen aufbringen und mit  
klarem Nagellack die Deckgläschenränder abdichten\*\*

\* Ab diesem Schritt abgedunkelt arbeiten, schützt die Fluoreszenz.

\*\* Somit kann Eindeckelmittel nicht auslaufen.

**Protokoll für biotinylierte Lektine:**

Entparaffinieren mit absteigender Alkoholreihe:

Xylol	2 x 20 min
Isopropanol	2 x 5 sek
96 % Ethanol	5 sek
70 % Ethanol	5 sek
Aqua dest.	2 x 5 min
Spülen in PBS-Puffer (pH 7,4)	3 x 5 min
Protein Block Serum Free (Firma Dako, Hamburg)	
Auftropfen und in Feuchtkammer inkubieren	10 min
Verdünntes Lektin (10 µg/ml und 100 µl/Schnitt) aufbringen,	
bei Raumtemperatur in Feuchtkammer inkubieren	60 min
Spülen in PBS-Puffer (pH 7,4)	3 x 5 min
FITC-markiertes Streptavidin auftragen,	
bei Raumtemperatur in Feuchtkammer inkubieren	30 min*
Spülen in PBS-Puffer (pH 7,4)	3x 5 min
Für Kernfärbung DAPI auftropfen, Deckgläschen aufbringen	
und mit durchsichtigem Nagellack die Deckgläschenränder abdichten**	

\* Ab diesem Schritt abgedunkelt arbeiten, schützt die Fluoreszenz.

\*\* Somit kann Eindeckelmittel nicht auslaufen.



## 6. Immunhistochemie

Unter Verwendung der ABC-Methode (Avidin-Biotin-Complex-Methode) nach HSU et al. (1981) wurden alle Abschnitte des Eileiters von geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Tieren immunhistochemisch untersucht. Die Spezifität der immunhistochemischen Untersuchungen wurde durch Positiv- und Negativkontrollen gesichert. Für die Positivkontrolle wurde jeweils ein Schnitt eines Gewebes mit bekannter positiver Reaktion ausgewählt, um so die Antigen-Spezifität der Untersuchung zu gewährleisten. Die Negativkontrolle beinhaltete pro Durchgang einen Schnitt des Straußeneileiters, welcher statt der Primärantikörperverschüttung lediglich mit der Verdünnungslösung (Antibody Diluent with Background-Reducing Components, Dako, Hamburg) inkubiert wurde.

**Tabelle 4: Verwendete Primär- und Sekundärantikörper, Verdünnung, Inkubationszeit und Positivkontrollen.**

Primär-Antikörper (Hersteller)	Herkunft Primär-Antikörper	Konz. IKZ, Temp.	Sekundär-Antikörper (Hersteller)	Konz. IKZ, Temp.	Positiv- kontrolle
Tubulin (a)	Ms	1 : 200 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Ov
Vimentin (d)	Ms	1 : 500 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Ov
$\alpha$ -SMA (d)	Ms	1 : 40 1 h, RT	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Ov

NMM (a)	Rb	1 : 250 20 h, 6 °C	P- anti- Rb (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Ov
ER- $\alpha$ (z)	Rb	1 : 400 20 h, 6 °C	P- anti- Rb (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Amp
PR (r)	Ms	1 : 200 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Amp
PanCK (b)	Ms	1 : 100 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Amp
CK 5 (p)	GP	1 : 50 20 h, 6 °C	G- anti- GP (v)	1 : 300 30 min, RT	Rd Ov
CK 7 (p)	Ms	1 : 100 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Panc
CK 8 (a)	Ms	1 : 500 20 h, 6 °C	Rb- anti- Ms (d)	1 : 300 30 min, RT	Rd Amp

CK 14 (p)	GP	1 : 100 20 h, 6 °C	G- anti- GP (v)	1 : 300 30 min, RT	Rd Panc
CK 18 (p)	GP	1 : 200 20 h, 6 °C	G- anti- GP (v)	1 : 300 30 min, RT	Rd Panc
CK 19 (p)	GP	1 : 200 20 h, 6 °C	G- anti GP (v)	1 : 300 30 min, RT	Rd Panc

Primärantikörper (Hersteller\*):  $\alpha$ -SMA: Alpha-smooth muscle actin, CK: Zytokeratin, ER- $\alpha$ : Östrogenrezeptor alpha, NMM: Non-muscle myosin, PanCK: Panzytokeratin, PR: Progesteronrezeptor.

Herkunft Primärantikörper: GP: Meerschweinchen, Ms: Maus, Rb: Kaninchen.

Sekundärantikörper (Hersteller\*): G- anti- GP: Anti-Meerschweinchen IgG biot. von der Ziege; P- anti- Rb: Anti-Kaninchen IgG (F(ab')<sub>2</sub>) biot. vom Schwein; Rb- anti- Ms: Anti-Maus IgG (F(ab')<sub>2</sub>) biot. vom Kaninchen.

Konz.: Konzentration, IKZ: Inkubationszeit, RT: Raumtemperatur.

Positivkontrolle: Rd Amp: Rind Ampulla; Rd Ov: Rind Ovar; Rd Panc: Rind Pankreas.

\*Hersteller: (a) Abcam, Cambridge, UK; (b) Biocarta, Hamburg; (d) Dako, Hamburg; (n) Novus Biologicals, Cambridge, UK; (p) Progen, Heidelberg; (r) Rec. Beckman Coulter, Krefeld; (s) Serotec, Düsseldorf; (v) Vector Laboratories, Burlingame, USA; (z) Santa Cruz, Heidelberg.

**Tabelle 5: Protokoll für den immunhistochemischen Nachweis von Tubulin, Vimentin, alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA), non-muscle myosin (NMM), Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR).**

Arbeits- schritte	Tubulin	Vimentin	$\alpha$ -SMA	NMM	ER- $\alpha$	PR
Entparaffinieren in Xylol 2 x 30min	x	x	x	x	x	x
Absteigende Alkoholreihe	x	x	x	x	x	x
Aqua dest. 2 x 5min	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min	x	x	x	x	x	x
0,1 % Protease (Sigma-Aldrich, Steinheim) 10 min bei RT		x				
Citratpuffer 3 x 10 min in MW, danach 20 min abkühlen lassen					x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min		x			x	x
Endogene Peroxidase hemmen mit Hydrogenperoxidlösung 10 min bei RT	x	x	x	x	x	x
Fließendes Leitungswasser 10 min	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x
Protein Block Serum-Free (Dako, Hamburg) 10 min bei RT	x	x	x	x	x	x
Primärantikörper verdünnt in Antibody Diluent (Dako, Hamburg) auftragen und inkubieren	x	x	x	x	x	x
1 h bei RT nachinkubieren	x	x		x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x

Sekundärantikörper auftragen und inkubieren	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min	x	x	x	x	x	x
100 µl Streptavidin-HRP (Menarini, Berlin) auftropfen 30 min bei RT	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min	x	x	x	x	x	x
DAB-Hydrogen-peroxid-Lsg. 8 min bei RT	x	x	x	x	x	x
Fließendes Leitungswasser 1 min	x	x	x	x	x	x
Kernfärbung mit Hämalaun 30 sek	x	x	x	x		
Fließendes Leitungswasser 10 min	x	x	x	x		
Aufsteigende Alkoholreihe bis Xylol	x	x	x	x	x	x
Eindeckeln mit Eukitt und Deckgläschen	x	x	x	x	x	x

$\alpha$ -SMA: Alpha-smooth muscle actin, ER- $\alpha$ : Östrogenrezeptor alpha, HRP: Streptavidin-Biotin-Horseradish-Peroxidase, NMM: Non-muscle myosin, PR: Progesteronrezeptor, RT: Raumtemperatur.

**Tabelle 6: Protokoll für den immunhistochemischen Nachweis von Zytokeratinen (CK)**

Arbeits- schritte	PanCK	CK 5	CK 7	CK 8	CK 14	CK 18	CK 19
Entparaffinieren in Xylol 2 x 30 min	x	x	x	x	x	x	x
Absteigende Alkoholreihe	x	x	x	x	x	x	x
Aqua dest. 2 x 5 min	x	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x	x
0,1 % Protease 10 min bei RT			x	x			
Trypsin (Sigma-Aldrich, Steinheim) 20 min bei RT	x						
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min	x		x	x			
Endogene Peroxidase hemmen mit Hydrogenperoxidlösung 10min bei RT	x	x	x	x	x	x	x
Fließendes Leitungswasser 10 min	x	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x	x
Protein Block Serum-Free (Dako, Hamburg) 10 min bei RT	x	x	x	x	x	x	x
Primärantikörper verdünnt in Antibody Diluent (Dako, Hamburg) auftragen und inkubieren	x	x	x	x	x	x	x
1 h bei RT nachinkubieren	x	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x	x
Sekundärantikörper auftragen und inkubieren	x	x	x	x	x	x	x

Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5min	x	x	x	x	x	x	x
100 µl Streptavidin-HRP (Menarini, Berlin) auftropfen 30 min bei RT	x	x	x	x	x	x	x
Spülen in PBS (pH 7,4) 3 x 5 min	x	x	x	x	x	x	x
DAB-Hydrogen-peroxid-Lsg. 8 min bei RT	x	x	x	x	x	x	x
Fließendes Leitungswasser 1 min	x	x	x	x	x	x	x
Kernfärbung mit Hämalaun 30 sek	x	x	x	x	x	x	x
Fließendes Leitungswasser 10 min	x	x	x	x	x	x	x
Aufsteigende Alkoholreihe bis Xylol	x	x	x	x	x	x	x
Eindeckeln mit Eukitt und Deckgläschen	x	x	x	x	x	x	x

CK: Zytokeratin, RT: Raumtemperatur.

Die Auswertung der immunhistochemischen Proben erfolgte am Lichtmikroskop (Aristoplan, Leitz GmbH, Wetzlar) mit verbundener Kamera (Lumenera USB Camera, Release 3,8, Lumenera, Corporations, Ontario, Kanada). Die Beurteilung der Immunreaktion erfolgte semiquantitativ nach folgendem Schema: negativ (-), schwach positiv (+), deutlich positiv (++), stark positiv (+++), sehr stark positiv (++++).

## 7. Transmissionselektronenmikroskopie

Für die Elektronenmikroskopie wurden von allen untersuchten Eileiterabschnitten kleine Gewebewürfelchen mit einer Kantenlänge von 1 mm angefertigt. Dabei wurde eine spezielle parallele Schneidetechnik mit Mikrotomklingen angewandt, die eine Quetschung des Gewebes weitestgehend vermeidet. Die Proben wurden in das Fixierungsmedium nach Karnovsky verbracht (KARNOVSKY, 1965), welches unmittelbar vor Gebrauch aus den Hauptkomponenten Formaldehyd und Glutaraldehyd gemischt wurde. In diesem Medium wurden die Proben über 24 Stunden im Kühlschrank belassen. Anschließend wurden die Gewebestückchen dreimal über jeweils 60 Minuten mit Natriumcacodylat-Puffer (0,1 M, pH 7,2) gewaschen. Die Kontrastierung erfolgte über 2 Stunden bei 4 °C im Dunkeln in einer Osmiumtetroxid(1 %)-Kaliumferrocyanid(1,5 %)-Lösung. Nachdem dreimal je 20 Minuten in Natriumcacodylat-Puffer (0,1 M, pH 7,2) gespült wurde, wurden die Proben über eine aufsteigende Alkoholreihe dehydriert (jeweils 30 Minuten in 30 %, 50 %, 70 % und 90 % Ethanol, dann dreimal 30 Minuten in Ethanol absolut). Es folgte die Einbettung in Kunstharz (zweimal je 15 Minuten Propylenoxid, 1 Stunde im Propylen-Polyembed-Gemisch (Verhältnis 2 : 1), 24 Stunden im Propylen-Polyembed-Gemisch (Verhältnis 1 : 1), 1 Stunde in reines Polyembed) und das anschließende Ausgießen in Silikonformen (Plano, Wetzlar). Die Polymerisierung und somit das Härten der Proben erfolgte über 48 Stunden im Wärmeschrank bei 60 °C. Mit Hilfe eines Ultramikrotoms (Ultracut E, Reichert-Jung, Wien) wurden Semidünnschnitte angefertigt, welche anschließend einer Färbung mit Methylenblau nach Richardson unterzogen wurden (RICHARDSON et al., 1960). Dadurch konnten optimale Bereiche ausgewählt werden, welche mittels eines ultradünnen Diamantmessers (Diatome) zu Ultradünnschnitten (Schichtdicke 40-60 nm) verarbeitet wurden. Diese Schnitte wurden auf Kupfergrids (150 mesh, Plano, Wetzlar) aufgezogen und durch eine Behandlung mit wässrigem Uranylacetat (10 Minuten) und Bleicitrat nach Reynolds (3 Minuten) nachkontrastiert. Für die Auswertung und die Fotodokumentation stand ein Elektronenmikroskop (EM 902, Zeiss, Jena) zur Verfügung.



## **IV. ERGEBNISSE**

### **1. Ergebnisse der konventionellen histologischen Färbungen**

#### **1.1. Übersicht über den Aufbau des Eileiters**

Beim Strauß entwickelt sich, wie bei der überwiegenden Mehrzahl der Vögel, nur der linke Eileiter. Insgesamt besitzt der Eileiter des Straußes eine schlauchähnliche Form und lässt sich makroskopisch in die bekannten fünf Abschnitte Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina aufteilen.

Das Infundibulum besteht aus einem trichterförmigen, fimbrienlosen, dünnen, fast transparenten Häutchen mit einer schlitzförmigen Öffnung, und einem tubulären Anteil, der in das Magnum übergeht. Das Magnum macht den längsten Teil des Oviduktes aus, ist luminal durch eine wulstige, longitudinal verlaufende Schleimhaut gekennzeichnet und zeigt eine im Vergleich zum Infundibulum stärkere Wanddicke. Der Isthmus als kürzester Abschnitt des Eileiters besitzt zu Beginn eine Einengung des Lumens, zeigt insgesamt eine niedrigere Faltenhöhe und geht schließlich in den sackförmigen Uterus über. Die Kalkkammer zeichnet sich aus durch das größte Lumen und ein längs- und querverlaufendes Schleimhautrelief, welches einen deutlich weniger wulstigen Eindruck hinterlässt, als es im Magnum der Fall ist. Die sehr muskulöse, röhrenförmige Vagina endet in der Kloake.

Makroskopisch zeigt sich die Eileiterschleimhaut in verschiedenen Rosatönen, wobei Magnum und Isthmus blassrosa, Infundibulum, Uterus und Vagina in dunklem, bräunlichem Rosa erscheinen. Ebenfalls variiert die Fältelung der Schleimhaut: Während im Infundibulum nur eine schwache Fältelung mit niedriger Schleimhauthöhe zu sehen ist, zeigt sich das Magnum und der Isthmus bereits deutlich in Falten geworfen und von weich-schwammiger Konsistenz. Uterus und Vagina erscheinen rötlich-dunkel mit tiefer Fältelung und fester Konsistenz.

Die gesamte Schleimhaut weist eine mehr oder weniger deutliche Fältelung in longitudinaler Richtung auf. Besonders lang sind die Schleimhautfalten der Vagina.

Die Aufhängung des Eileiters erfolgt zum einen durch ein Dorsalgekröse

(Ligamentum dorsale oviductus) und zum anderen durch ein Ventralgekröse (Ligamentum ventrale oviductus). Im dorsalen Gekröse verlaufen reichlich Gefäße, die das Organ mit Blut versorgen.

Das Ovidukt weist entwicklungsabhängig erhebliche Größenunterschiede auf. Repräsentativ wurde ein juveniler und adulter Eileiter zur Abmessung gewählt. Während bei dem untersuchten juvenilen Tier der Legedarm eine Länge von ca. 50 cm hatte, war der adulte Eileiter des geschlechtsreifen Tieres ca. 122 cm lang. Die Dicke der Eileiterwand variiert nach Entwicklungszustand und nach Oviduktabschnitt, nimmt aber generell mit der Legereife und, mit Ausnahme des Isthmus, vom Infundibulum zur Vagina hin zu. Die Eileiterwand des adulten Vogels zeigt eine Dicke von 2-3 mm im Infundibulum, 2-4 mm im Magnum, 2-3 mm im Isthmus, 5-10 mm im Uterus und 6-11 mm in der Vagina. Der juvenile Strauß hingegen weist im Infundibulum eine Wanddicke von 1 mm, im Magnum 1-2 mm, im Isthmus 1-2 mm, im Uterus 4-5 mm und in der Vagina 5-6 mm auf. Hierbei beziehen sich die Angaben auf die Wanddicke von der Serosa bis zum Fuße bzw. bis zur Spitze der Schleimhautfalten.

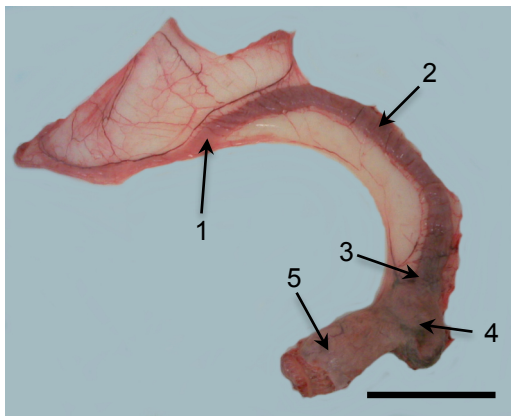


Bild 2: Eileiter, juveniler Strauß.

Infundibulum (1), Magnum (2), Isthmus (3), Uterus (4), Vagina (5). SB = 11 cm.

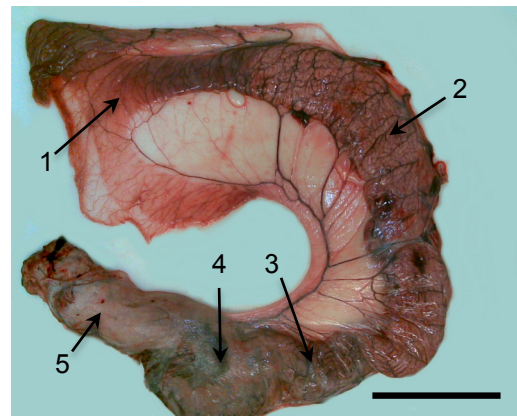


Bild 3: Eileiter, adulter Strauß.

Infundibulum (1), Magnum (2), Isthmus (3), Uterus (4), Vagina (5). SB = 16 cm.

Gelegentlich war ein Ei mit Kalkschale im Uterus zu finden. Der zugehörige Eierstock zeigte bei den untersuchten adulten Tieren sprungreife Follikel. Im Unterschied dazu war bei den nicht geschlechtsreifen Tieren kein oder nur ein beginnendes Follikelwachstum zu verzeichnen.

Histologisch kann man den Eileiter in folgende drei Schichten unterteilen: Tunica mucosa, Tunica muscularis und Tunica serosa. Im Vordergrund dieser Arbeit stehen die Lamina epithelialis und die Lamina propria der Tunica mucosa und deren unterschiedliche Gestaltung in den einzelnen Oviduktabschnitten.

Als gemeinsames Merkmal zeigt das Oberflächenepithel in allen Eileiteranteilen ein mehrreihiges Epithel, welches an manchen Stellen als einfaches hochprismatisches Epithel zu erkennen ist. In der Lamina propria mucosae finden sich in fast allen Oviduktabschnitten charakteristische Drüsen. Die aus glatten Muskelzellen bestehende Tunica muscularis teilt sich auf in eine innere Ring- und eine äußere Längsmuskulatur. Dazwischen finden sich Bindegewebe und große Blutgefäße. Auf der gesamten Länge ist der Eileiter von einer Tunica serosa eingehüllt.

## **1.2. Infundibulum**

Das Infundibulum der geschlechtsreifen Strauße ist mit einem mehrreihigen, hochprismatischen Epithel ausgekleidet. Dieses Epithel setzt sich aus Zilienzellen und sekretorischen Zellen zusammen, wovon sich letztere vermehrt am Boden von Schleimhauteinstülpungen befinden. Zumeist sind zwei Kernreihen zu sehen: Die basal gelegenen Kerne sind durch ihre dunklere Färbung und ihre rund-ovale Form gekennzeichnet, die apikal gelegenen Kerne zeigen sich heller und länglicher. In den Zellkernen fallen ein oder mehrere dunkelblau gefärbte Nucleoli auf. Der Infundibulumtrichter zeigt sich drüsenfrei, allerdings sind im röhrenförmigen Infundibulum tubuläre Drüsen zu beobachten. Die Zellen des Drüsenepithels zeigen teilweise eine trapezoide Form und weisen runde, basal gelegene Kerne auf. Die Schleimhaut des Infundibulums ist primär und sekundär gefältelt. Besonders ausgeprägt zeigt sich die Fältelung im Bereich der Glandulae tubi infundibulares.

Bei den nicht geschlechtsreifen Tieren fällt auf, dass die Schleimhautfalten abgerundeter, von geringerer Höhe und weniger gefältelt erscheinen. Das bindegewebige Stroma zeigt sich wesentlich kompakter als bei adulten Straußen und färbt sich in den Standardfärbungen dementsprechend stärker an.

In der Trichrom-Färbung zeigt sich bei den untersuchten Straußen das leuchtend-grün angefärbte Bindegewebe, die glatte Muskulatur erscheint ockerfarben und zieht teilweise in die Schleimhautfalten hinein. Im Oberflächenepithel des

tubulären Infundibulums der geschlechtsreifen Strauße zeigen sich intrazellulär grün angefärbte Vakuolen. Das Drüsenepithel hingegen weist keine derartigen Vakuolen auf.

Eingebettet in rote, kollagene Fasern zeigt das Drüsenepithel durch die van Gieson-Färbung eine Spur helleres braun als die Zellen des Oberflächenepithels. Die schwärzliche Anfärbung der elastischen Fasern erstreckt sich ausschließlich auf Blutgefäße.

Sowohl für Alcian pH 1,0 als auch für pH 2,5 ist das Oberflächenepithel im Infundibulumtrichter bei geschlechtsreifen Tieren schwach positiv. Deutlich positiv ist der röhrenförmige Teil des Infundibulums, wobei sich die intrazellulär befindlichen Vakuolen im Epithel bei pH 2,5 stärker blau färben als es bei pH 1,0 der Fall ist. Nicht geschlechtsreife Strauße sind im kompletten Infundibulum sowohl bei pH 2,5 als auch bei pH 1,0 negativ.

In der PAS-Reaktion zeigt sich im Trichter des Infundibulums eine schwache Anfärbung des Oberflächenepithels der geschlechtsreifen Tiere. Im röhrenförmigen Teil enthält das Oberflächenepithel deutlich positiv lila gefärbte, luminal gelegene Vakuolen, während das Drüsenepithel negativ erscheint. Bei juvenilen Vögeln fällt die Färbung negativ aus. Alle durchgeführten Kontrollen zeigen eine abgeschwächte PAS-Reaktion.

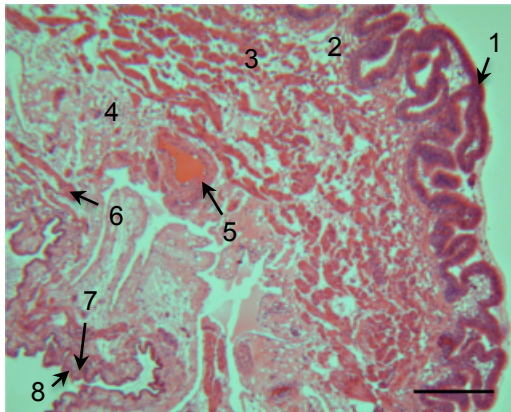


Bild 4: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, H.E., SB = 250 µm.

Unter dem lumenseitig befindlichen Oberflächenepithel (1) liegt die Lamina propria mucosae (2). Zwischen der inneren Ring- (3) und äußeren Längsmuskulatur (6) finden sich Bindegewebe (4) und ein großes Blutgefäß (5). Die Lamina propria serosae (7) und das Epithelium serosae (8) bilden die Grenze zur Körperhöhle.

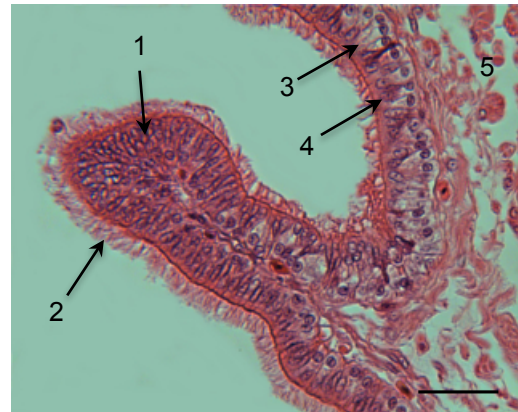


Bild 5: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, H.E., SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) mit Zilienbesatz (2) zeigt Becherzellen (3) mit blassem Zytoplasma und Zilienzellen (4) mit dunkelrosa gefärbtem Zytoplasma. Unter dem Epithel liegt die Lamina propria mucosae (5).

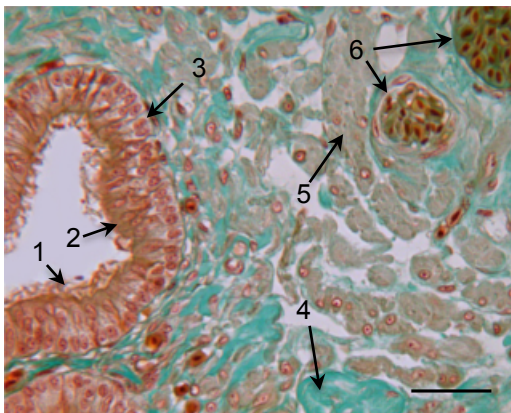


Bild 6: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Trichrom, SB = 40 µm.

Das Epithel weist mit Zilien (1) besetzte Zilienzellen (2) und Becherzellen (3) auf. In der Lamina propria mucosae fallen das grün gefärbte Bindegewebe (4), die ockerbraune Muskulatur (5) und Blutgefäße (6) auf.



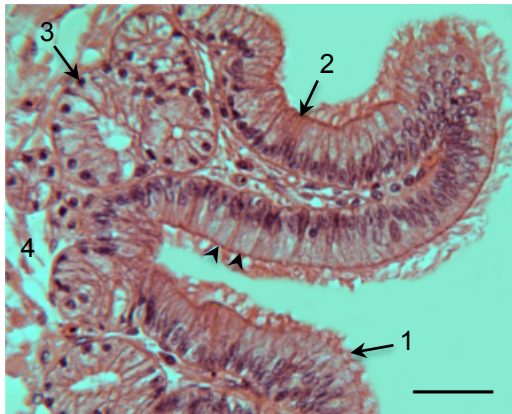


Bild 7: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, H.E., SB = 40 µm.

Zilien (1) besetzen das Oberflächenepithel, welches aus Zilienzellen (2) mit dunkler gefärbten Zytoplasma und den helleren Becherzellen (Pfeilspitzen) besteht. Das Drüsenepithel (3) erstreckt sich in der Lamina propria mucosae (4).

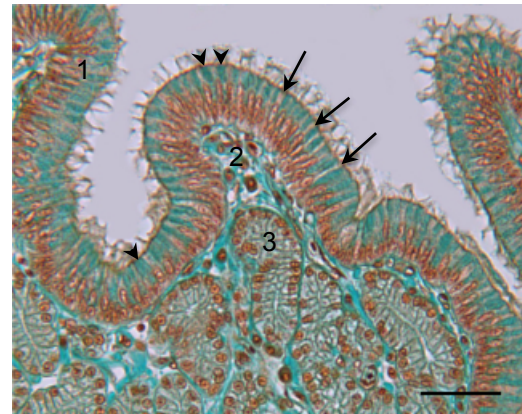


Bild 8: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Trichrom, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt Becherzellen (Pfeilspitzen), welche luminal des Zellkerns deutlich grün gefärbtes Zytoplasma aufweisen. Die zwischen den Becherzellen gestreuten Zilienzellen (Pfeile) heben sich durch die ockerbraune Färbung des Zytoplasmas und ihre deutlich schlankere Gestalt ab. Eingebettet in der Lamina propria mucosae (2) liegen die Drüsen (3).

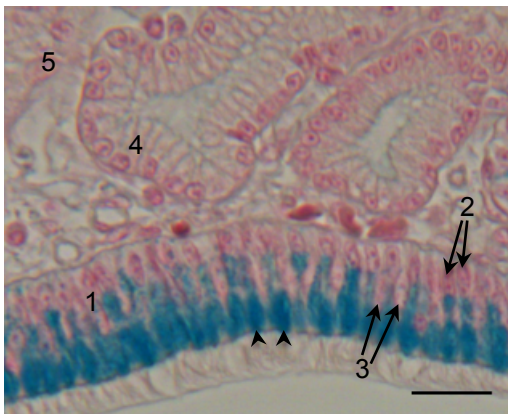


Bild 9: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Alcianblau bei pH 2,5, SB = 20 µm.

Das Oberflächenepithel (1) weist eine basale (2) und eine apikale (3) Kernreihe auf. Blaue, intrazellulär befindliche Vakuolen reihen sich lumenseitig (Pfeilspitzen) aneinander. Das Drüsenepithel (4) befindet sich in der Lamina propria mucosae (5).

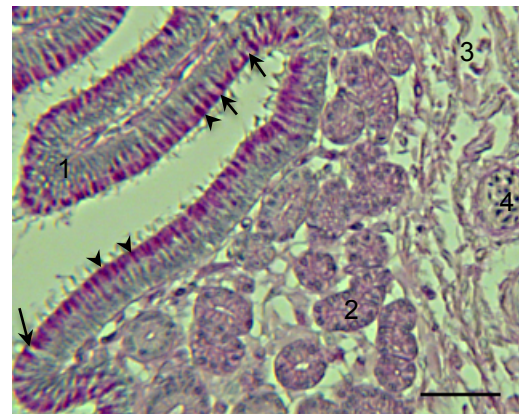


Bild 10: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, PAS, SB = 50 µm.

Im Oberflächenepithel (1) färben sich zahlreiche luminal-intrazellulär positionierte Vakuolen (Pfeilspitzen) PAS-positiv an. Vereinzelt sind „leere“, PAS-negative Zellen (Pfeile) im Epithel zu erkennen. In der Lamina propria mucosae (3) liegen Drüsen (2) und Blutgefäße (4).

### 1.3. Magnum

Das Magnum der adulten Strauße ist mit einem einfachen, hochprismatischen Epithel ausgekleidet, welches stellenweise mehrreihig erscheint. Ein Flimmerbesatz ist zu erkennen. Die Zellkerne des Epithels sind weitestgehend einreihig, rund-oval, basal gelegen und von intensiver lila Färbung. An den mehrreihigen Stellen sind wie im Infundibulum zusätzlich apikal gelegene Kerne von länglicher Form und hellerer Färbung auszumachen. In der Lamina propria mucosae befindet sich ein tubuläres, dicht gepacktes Drüsenlager, welches das Bindegewebe stark verdrängt. Die Drüsenschicht erreicht eine Höhe von 950-1125 µm. Es ist nicht immer ein Drüsenlumen zu erkennen, wenn es aber vorhanden ist, ist es mit einer in der H.E. Färbung ockergelb bis rosa erscheinenden, amorphen Masse gefüllt. Die Zellen, welche die Drüsen auskleiden, besitzen einen äußerst basal gelegenen Kern. Es gibt sehr bauchige Primärfalten, welche durch die stark angeordneten Drüsenpakete gebildet werden. Es ist keine Sekundärfältelung zu erkennen.

Bei den juvenilen Straußen ist das Schleimhautepithel des Magnum vielfach mehrreihig hochprismatisch und erscheint in blumenkohlartig gehöckerter Form. Darunter findet man in der Lamina propria mucosae einzeln gelegene kleine Drüsenanlagen, welche noch keinen zusammengehörigen Drüsenverband bilden. Die Drüsenlumina sind von einem iso- bis hochprismatischen, einschichtigen Drüsenepithel ausgekleidet und zumeist ohne erkennbaren Inhalt. Die Lamina propria mucosae der juvenilen Strauße ist sehr dicht.

In der Trichrom-Färbung ist das Drüsenlager der geschlechtsreifen Tiere deutlich grün gefärbt, und teilweise sind auch mehr oder weniger stark angefärbte grüne Bereiche im luminalen Zytoplasma des Oberflächenepithels auszumachen. Grün angefärbte Drüsenausführungsgänge unterbrechen das rötliche Epithel. Die teilweise leer wirkenden Drüsenlumina der nicht geschlechtsreifen Tiere sind von einem Drüsenepithel ausgekleidet, welches sich ebenso rötlich wie das Oberflächenepithel anfärbt.

In der van Gieson-Färbung erscheinen das Epithel und die Drüsen ockerbraun, das rote kollagene Bindegewebe der Lamina propria mucosae ist durch die Drüsen stark verdrängt, lediglich direkt unter dem Epithel ist eine schmale rote Färbung zu erkennen. Elastische Fasern der Blutgefäße färben sich schwarz.

Alcianblau-gefärbte Präparate zeigen bei den geschlechtsreifen Tieren bei pH 2,5 eine starke, bei pH 1,0 eine vergleichsweise schwächere Anfärbung der Vakuolen im luminalen Zytoplasma. Die Drüsenpakete des Magnums der geschlechtsreifen Tiere und sowohl Drüsen als auch Oberflächenepithel der nicht geschlechtsreifen Tiere sind Alcianblau-negativ.

Durch die PAS-Reaktion treten im Oberflächenepithel des Magnum der adulten Vögel deutlich angefärbte, kappenförmige Bläschen im äußerst luminalen Bereich des Zytoplasmas auf. Sehr deutlich lila färben sich die Drüsenpakete, wobei einzelne Drüsenepithelzellen bzw. -kompartimente unterschiedlich stark angefärbt sind, wodurch sich ein schachbrettartiges Aussehen einstellt. PAS-negativ sind juvenile Tiere, und auch die Kontrollen zeigen sich schwächer angefärbt.



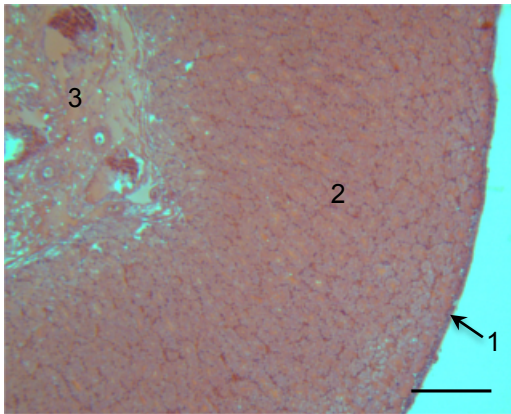


Bild 11: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, H.E., SB = 250 µm.

Unter dem Oberflächenepithel (1) befindet sich ein mächtiges Drüsenlager (2). Im Bindegewebe (3) liegen größere Blutgefäße.

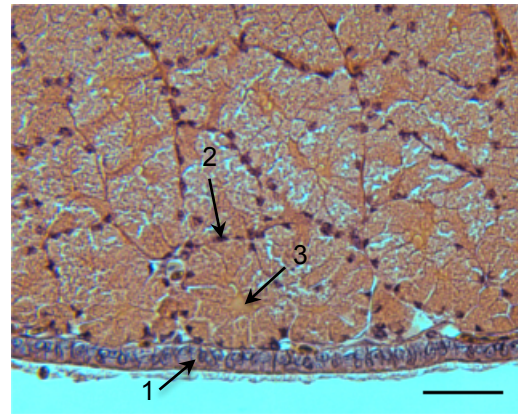


Bild 12: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, H.E., SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt sich einfach hochprismatisch. Die eng aneinanderliegenden Drüsen weisen äußerst basal gelegene Kerne (2) auf. Im Drüsenlumen (3) befindet sich eine homogene orangegefärbte Masse.

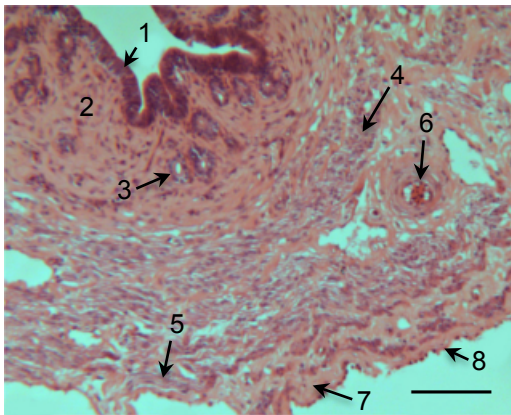


Bild 13: Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, H.E., SB = 100 µm.

Unter dem Oberflächenepithel (1) liegt die Lamina propria mucosae (2) mit den Drüsenanlagen (3). Zwischen der inneren Ring- (4) und äußeren Längsmuskulatur (5) finden sich im Bindegewebe große Blutgefäße (6). Die Lamina propria serosae (7) und das Epithelium serosae (8) bilden viszeral den Abschluß.

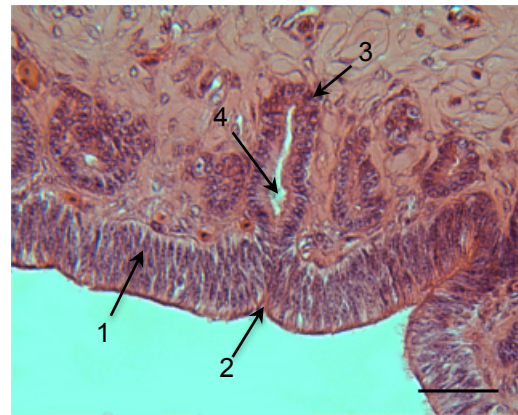


Bild 14: Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, H.E., SB = 40 µm.

Die Zellkerne im Oberflächenepithel (1) sind von länglicher, spitz zulaufender Form und liegen scheinbar mehrreihig übereinander. Der Drüseneingang (2) ist leicht eingebuchtet. Das Epithel der Drüsenanlagen weist basal gelegene Kerne (3) auf und umschließt das Drüsenlumen (4).

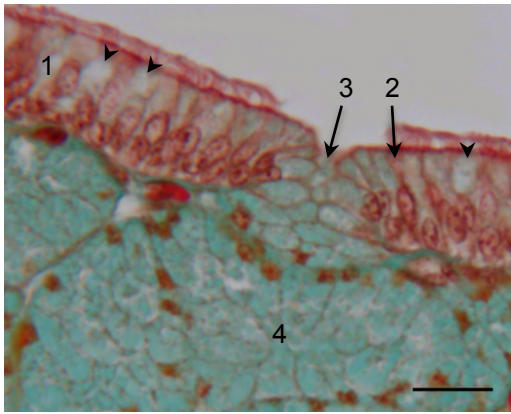


Bild 15: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Trichrom, SB = 20 µm.

Im Oberflächenepithel (1) sind Vakuolen (Pfeilspitzen) zu erkennen. Dazwischen liegen Zellen mit rötlichem Zytoplasma (2) und einem im mittleren Drittel des Epithels befindlichen länglichen Kern. Die Mukosubstanzen der Magnumdrüsen (4) färben sich deutlich grün an. Ein Drüsenausführungsgang (3) ist zu erkennen.

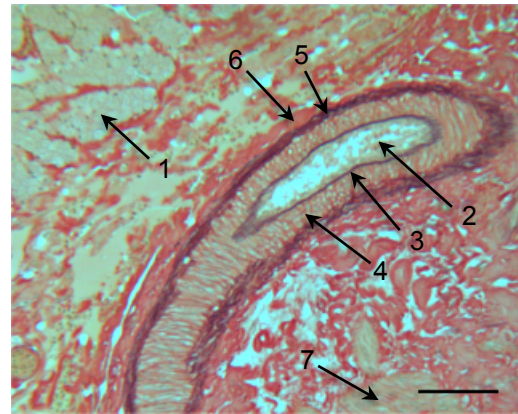


Bild 16: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, van Gieson, SB = 40 µm.

Im Bindegewebe unterhalb der Magnumdrüsen (1) befindet sich ein Blutgefäß. Das Lumen (2) der Arterie wird von Endothel ausgekleidet, welches schwärzlich gefärbte elastische Fasern aufweist (3). Die kräftige Gefäßmuskulatur (4) wird ebenfalls von schwärzlich gefärbten elastischen Fasern (5) eingehüllt. Die kollagenen Bindegewebsfasern erscheinen in einem kräftigen rot (6). Die Muskularis (7) im Bindegewebe des Eileiters erscheint ockergelb.

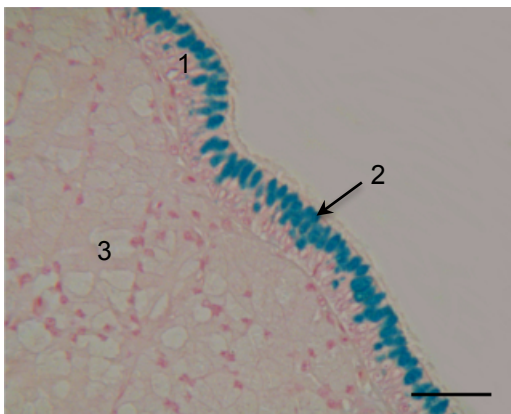


Bild 17: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Alcianblau bei pH 2,5, SB = 40 µm.

Apikal im Oberflächenepithel (1) reihen sich deutlich Alcianblau-positive Vakuolen (2) aneinander. Das Drüsenlager (3) bleibt in der Alcianblau-Färbung negativ.



Bild 18: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, PAS, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt zahlreiche lila gefärbte, intrazellulär gelegene Vakuolen (2). Einzelne leer erscheinende Zellen (3) sind zu erkennen. Die Basalmembran (4) und auch die Drüsen (5) färben sich positiv in der PAS-Reaktion.

#### 1.4. Isthmus

Der Isthmus der geschlechtsreifen Vögel ist, wie das Magnum, von einem hochprismatischen, einschichtig bis mehrreihigen Epithel ausgekleidet. Treten die Kerne in zwei Reihen auf, so sind die basal gelegenen eher rund, während die luminal gelegenen eher länglich erscheinen. Auf der luminalen Oberfläche befindet sich ein Flimmerbesatz. Die Drüsen in der Lamina propria mucosae zeigen sich, ähnlich wie im Magnum, als reichlich vorhandene Drüsenpakete, allerdings von insgesamt geringerer Schleimhauthöhe und weniger dicht gepackt. Die Drüsenpakete im Isthmus erreichen eine Höhe von 300-550 µm. Das Drüsenepithel weist, ebenso wie das Magnum, basale, runde Kerne auf.

Die juvenilen Tiere zeigen einen Isthmus, der dem Magnum sehr ähnlich ist. Ein mehrreihiges hochprismatisches Epithel kleidet die Schleimhautfalten aus, die ihrerseits eine höckerige, stumpfe Form aufweisen. In der darunterliegenden Lamina propria mucosae finden sich einzeln gelegene, kleine Drüsenanlagen, die vielfach eine Verbindung ins Lumen erkennen lassen. Das iso- bis hochprismatische Drüsenepithel umschließt ein zumeist leeres Drüsenlumen.

Der Isthmus der adulten Vögel zeigt in der Trichrom-Färbung unterhalb des rosa-gefärbten Epithels grüne Drüsenpakete. Die Drüsenpakete, welche weiter entfernt von der Oberfläche liegen, färben sich etwas weniger grün an als die luminal gelegenen. Die Drüsenlumina der nicht geschlechtsreifen Tiere erscheinen teilweise leer, die Zellen des Drüsenepithels färben sich ebenso rötlich wie die des Oberflächenepithels.

Beim geschlechtsreifen Strauß zeigt sich in der van Gieson-Färbung das Epithel ockerbraun, die Drüsenpakete im luminalen Teil rötlich, weiter distal des Lumens gelblich. Zwischen den Drüsenschläuchen ist mehr rotes kollagenes Bindegewebe auszumachen, als es im Magnum der Fall ist. Die elastischen Fasern der Blutgefäße färben sich schwarz.

Sowohl adulte als auch juvenile Tiere sind für beide pH-Bereiche Alcian-negativ.

Die PAS-Reaktion im Isthmus der adulten Tiere zeigt ein mäßig angefärbtes Drüsenlager mit einem darüber liegenden, schwach angefärbten Epithel. In den Zellen des Epithels zeigt sich eine blasse, lila Färbung des Zytoplasmas und luminal gelegene, lila Granula. Juvenile Strauße sind PAS-negativ.



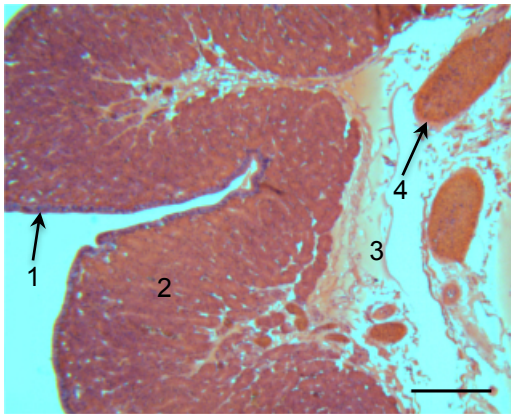


Bild 19: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, H.E., SB = 250 µm.

Das Oberflächenepithel (1) liegt den Drüsen (2) der Lamina propria mucosae auf. Im Bindegewebe (3) liegen größere Blutgefäße (4).

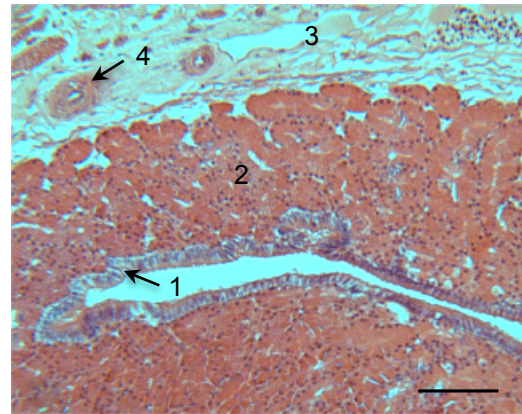


Bild 20: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, H.E., SB = 100 µm.

Direkt unter dem Oberflächenepithel (1) liegen die Drüsen (2) in der Lamina propria mucosae. Im Bindegewebe (3) finden sich Blutgefäße (4).

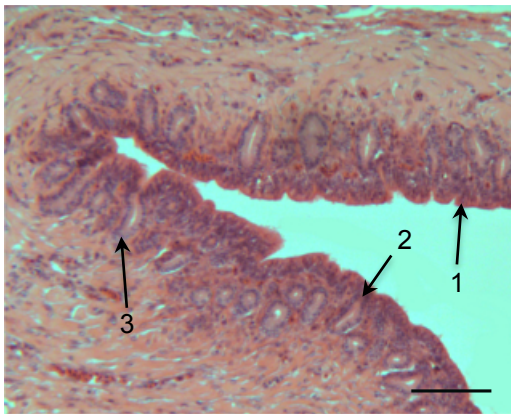


Bild 21: Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, H.E., SB = 100 µm.

Unterhalb des Oberflächenepithels (1) zeigen sich Drüsenanlagen (2) in der Lamina propria mucosae. Manche Drüsenanlagen (3) lassen sich als Einstülpungen des Epithels nachvollziehen.

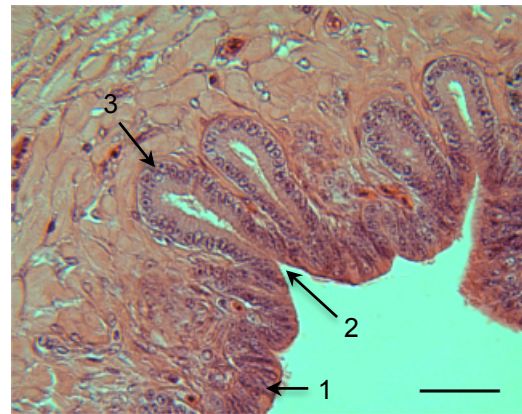


Bild 22: Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, H.E., SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) stülpt sich in der Einziehung (2) in die Drüsenanlagen (3).

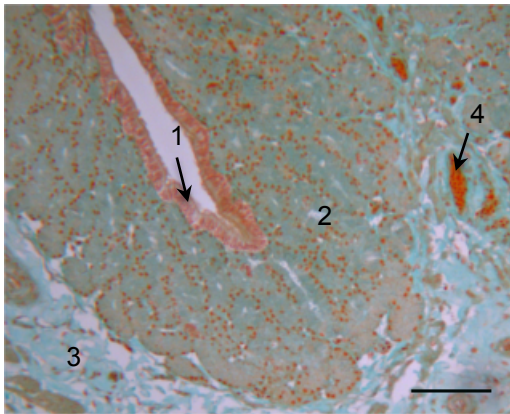


Bild 23: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Trichrom, SB = 100 µm.

Unter dem Oberflächenepithel (1) liegen die Isthmusdrüsen (2), die sich aufgrund ihrer enthaltenen Mukosubstanzen grün angefärbt haben. Zwischen den grünen kollagenen Bindegewebsfasern (3) heben sich Blutgefäße (4) durch die leuchtend orange gefärbten Erythrozyten ab.

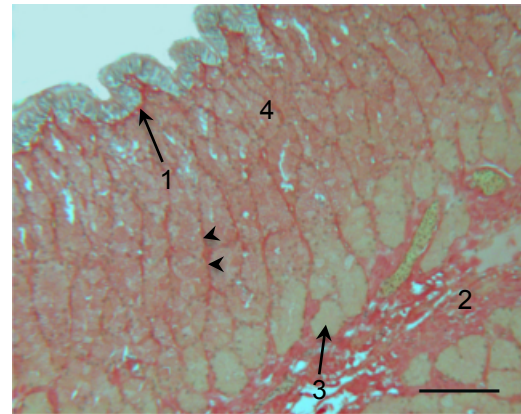


Bild 24: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, van Gieson, SB = 100 µm.

Die Bindegewebsfasern der Basallamina (1) und des Stromas (2) färben sich kräftig rot. Durch die rote Färbung der Bindegewebsfasern zwischen den Drüsen (Pfeilspitzen) zeichnet sich deren tubuläre Gestalt deutlich ab. Die tiefergelegenen Drüsen (3) weisen, anders als die weiter luminal gelegenen rötlichgefärbten Drüsen (4) eine ockergelbe Farbe auf.

### 1.5. Uterus

Beim adulten Strauß zeigt sich der Uterus mit einem hochprismatischen, größtenteils mehrreihigen Schleimhautepithel, dessen Flimmerbesatz nur spärlich vorhanden ist. Die basal gelegenen, rundlichen Kerne sind aufgrund der deutlichen Blaufärbung gut auszumachen, während die apikal gelegenen, länglichen Kerne weniger farbintensiv erscheinen. Die Schleimhautfalten zeigen Sekundärfältelung und liegen „umgekippt“ parallel zum Ei. Die Drüsen zeigen sich als längliche Schläuche, deren Lumen leer erscheint. Stellenweise sind Drüsenmündungen in Einbuchtungen auf der Epitheloberfläche zu sehen. Das Drüsenepithel ist isoprismatisch mit zentral bis basal gelegenen, runden Kernen. Das Stratum musculare der eierlegenden Vögel ist sehr ausgeprägt, besonders die innere Ringmuskulatur ist gut ausgebildet.

Die Schleimhaut der juvenilen Strauße zeigt eine beginnende Sekundärfältelung. Unter dem mehrreihig hochprismatischen Epithel liegen tubuläre Drüsenanlagen, die sich im Querschnitt rund und teilweise verzweigt darstellen.

Durch die Trichrom-Färbung erhalten das Oberflächenepithel und das Drüsenepithel einen braunen Ton. Intrazellulär sind vor allem am luminalen Ende der Zellen des Oberflächenepithels kleine grüne Vakuolen festzustellen. Zwischen den Drüsentubuli ist nur wenig grünes Bindegewebe vorhanden, hingegen befinden sich im Zentrum der Schleimhautfalte reichlich grün gefärbtes Bindegewebe und Blutgefäße.

Das Oberflächen- und Drüsenepithel der geschlechtsreifen Strauße wird von der van Gieson-Färbung ockerbraun angefärbt. Die tubulären Drüsenlumina sind leer, zwischen den Drüsen ist wenig rotes kollagenes Bindegewebe. Eine schwarze Färbung ist ausschließlich in den elastischen Fasern der Blutgefäße festzustellen.

In der Alcianblau-Färbung ist das Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Tiere mittelgradig positiv bei pH 2,5 und nur geringgradig positiv bei pH 1,0. Juvenile Tiere sind im Vergleich zu den geschlechtsreifen Straußen für beide pH-Färbungen deutlich reduzierter positiv. Das Drüsenepithel ist bei allen untersuchten Tieren im Uterus negativ.

PAS-gefärbte Präparate zeigen bei den geschlechtsreifen Tieren eine mittelgradige Anfärbung von Vakuolen im Oberflächenepithel des Uterus, die sich vor allem im luminalen Bereich konzentrieren. Die Drüsen stellen sich negativ dar. Nicht

geschlechtsreife Tiere weisen eine nur geringe Färbung im Oberflächenepithel auf.

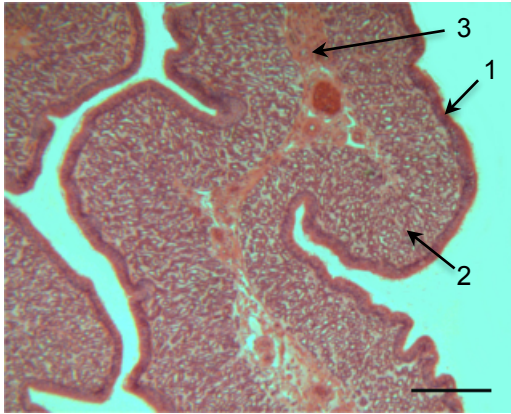


Bild 25: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 250  $\mu\text{m}$ .

Die Übersicht zeigt eine Schleimhautfalte mit dem Oberflächenepithel (1), den Drüsen der Lamina propria mucosae (2) und dem bindegewebigen Kern (3).

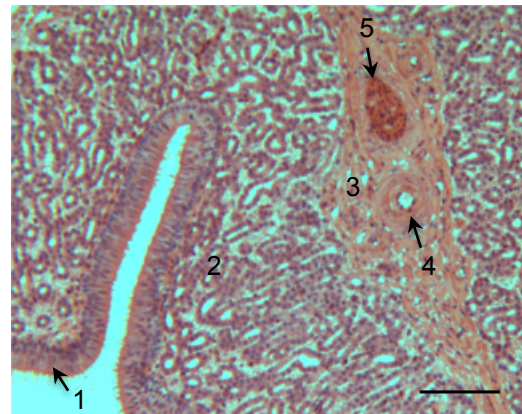


Bild 26: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 100  $\mu\text{m}$ .

Das Epithel (1) liegt über den Tubulusdrüsen (2). Im Bindegewebe (3) liegen eine Arterie (4) und eine Vene (5).



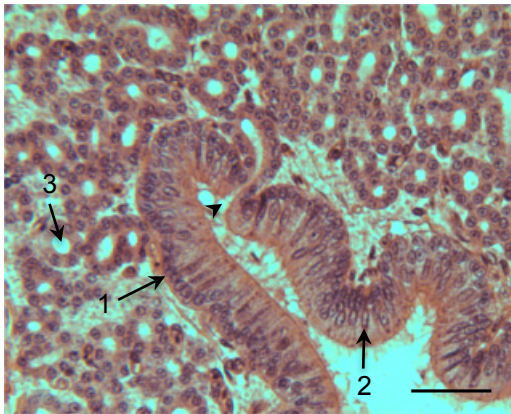


Bild 27: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 40 µm.

Die Kerne der basalen (1) Reihe des Oberflächenepithels erscheinen ovalrund mit dunkler Färbung, während die apikal (2) gelegenen Kerne länglich und vergleichsweise blass sind. Das Lumen der Drüsen (3) wirkt leer. Die Pfeilspitze markiert einen Drüsenausführungsgang.

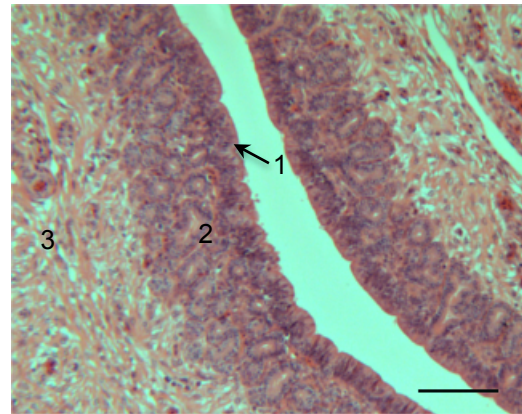


Bild 28: Eileiter, juveniler Strauß, Uterus, H.E., SB = 40 µm.

Die Drüsenanlagen (2) liegen in mehreren Schichten unter dem Oberflächenepithel (1). Im Stroma (3) sind Blutgefäße und glatte Muskulatur zu erkennen.

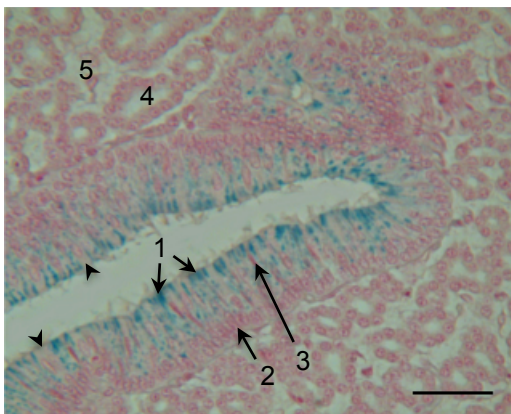


Bild 29: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Alcianblau bei pH 2,5, SB = 40 µm.

Im Epithel befinden sich blau gefärbte, kleine Vakuolen (1). Dazwischen sind Alcianblau-negative Zellen gestreut (Pfeilspitzen). Die Kerne sind in einer basalen (2) und einer apikalen (3) Reihe angeordnet. Alcianblau-negative Drüsen (4) liegen in der Lamina propria mucosae (5).



Bild 30: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, PAS, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel (1) zeigen zahlreiche, überwiegend luminal gelegene lila Vakuolen (2) eine positive PAS-Reaktion. Einige Bereiche weisen PAS-negative Zellen im Epithel auf (Pfeilspitzen). Eine dezente lila Färbung ist bei der Basallamina (3) zu verzeichnen. Im Bindegewebe (4) der Lamina propria mucosae liegen die PAS-negativ Drüsen (5) locker gestreut.



### 1.6. Vagina

Der letzte Abschnitt des Eileiters ist bei den geschlechtsreifen Laufvögeln luminal von einem hochprismatischen, überwiegend mehrreihigen Flimmerepithel ausgekleidet. Die basal gelegene Kernreihe weist runde Kerne mit einer sehr deutlichen Blaufärbung auf. Die apikal gelegenen, länglichen Kerne zeigen hingegen nur eine geringe Kernfärbung. Die Schleimhautfalten der Vagina sind besonders lang und sowohl primär als auch sekundär gefältelt. Die Lamina propria mucosa ist drüsenlos. Allerdings befinden sich im uterovaginalen Übergangsbereich einzelne Drüsen ohne Inhalt direkt unter dem Oberflächenepithel der Schleimhautfalten. Die Drüsen zeigen im Anschnitt eine rund-ovale Form mit einem hochprismatischen Drüsenepithel und basal gelegenen, runden Kernen. Im bindegewebigen Zentrum der Schleimhautfalten finden sich größere und kleinere Blutgefäße. Die Tunica muscularis ist stark entwickelt: Dicke Muskelbündel machen den größten Anteil im Gewebeschnitt aus. Wie alle Abschnitte des Eileiters ist auch die Vagina von einem serösen Überzug umhüllt.

Nicht geschlechtsreife Tiere zeigen den gleichen Aufbau des Oberflächenepithels und der uterovaginalen Drüsen wie es bei den geschlechtsreifen Straußen der Fall ist. Die Tunica muscularis ist ebenfalls reichlich mit Muskelpaketen ausgestattet, erreicht allerdings nicht die Schichtdicke der eierlegenden Vögel.

In der Trichrom-Färbung ist auffällig, dass sich in der Vagina von geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Straußen vor allem in den Einbuchtungen des Oberflächenepithels Becherzellen befinden, deren Zytoplasma grün erscheint. Der uterovaginale Übergangsbereich weist weder im Epithel noch in den Uterovaginaldrüsen eine grüne Anfärbung auf.

Durch die Färbung nach van Gieson zeigt sich die gelbe, sehr stark entwickelte glatte Muskulatur, insbesondere das Stratum circulare der Tunica muscularis ist sehr ausgeprägt.

Die Färbung mit Alcianblau zeigt im Oberflächenepithel der adulten und juvenilen Strauße eine starke Reaktion des Zytoplasmas, welche sich vor allem auf die Zellen im Boden der Schleimhauteinbuchtungen konzentriert. In der uterovaginalen Übergangszone ist das Epithel mit Granula gefüllt, die sich mäßig positiv bei den adulten, und schwach positiv bei den juvenilen Tieren anfärben.

Die uterovaginalen Drüsen sind Alcianblau-negativ.

Das Oberflächenepithel der eierlegenden Tiere weist in der PAS-Färbung eine hochgradige positive Reaktion auf. Wiederum sind es die Zellen am Boden der Schleimhauteinbuchtungen, die sich besonders deutlich lila im apikalen Zellbereich anfärben. Juvenile Vögel zeigen eine leicht abgeschwächte positive Reaktion. Die Drüsen im uterovaginalen Übergangsbereich stellen sich negativ dar.



Bild 31: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, H.E., SB = 100 µm.

Das Oberflächenepithel (1) wird von einer drüsenlosen Lamina propria mucosae (2) unterlagert. Das Stratum circulare der Tunica muscularis ist durch kräftige Muskelpakete (3) gekennzeichnet. Im Oviduktumen liegt eine waagrecht umgeklappte Schleimhautfalte (4).

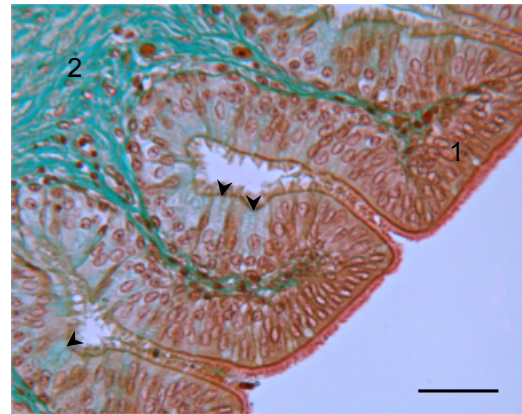


Bild 32: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Trichrom, SB = 40 µm.

In den Schleimhauteinstülpungen des Oberflächenepithels (1) treten vermehrt Zellen auf, die durch eine intrazelluläre grüne Anfärbung enthaltener Mukosubstanzen (Pfeilspitzen) auffallen. Die Lamina propria mucosae (2) ist drüsenlos und zeigt eine kräftige Grünfärbung der kollagenen Bindegewebsfasern.

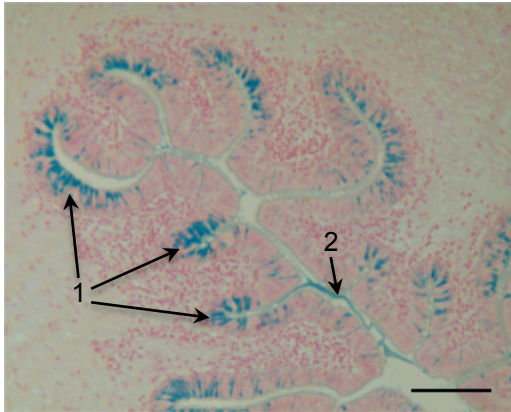


Bild 33: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Alcianblau mit pH 2,5, SB = 100 µm.

In den Einstülpungen des Oberflächenepithels finden sich stark Alcianblau-positive Zellen (1). Im Lumen ist blauer Schleim (2).

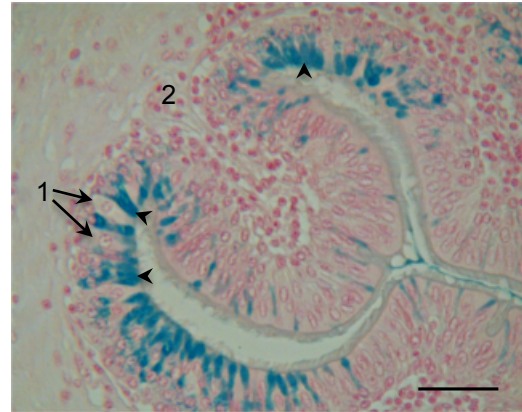


Bild 34: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Alcianblau mit pH 2,5, SB = 40 µm.

In den Einstülpungen des Oberflächenepithels finden sich neben Alcianblau-negativen Zellen (1) zahlreiche Zellen mit Alcianblau gefärbte Zytoplasma (Pfeilspitzen). Direkt unter dem Epithel liegt die Lamina propria mucosae (2).



Bild 35: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, PAS, SB = 100 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt vor allem am Boden der Schleimhauteinstülpungen (Pfeilspitzen) eine stark positive PAS-Reaktion. Die Lamina propria (2) ist PAS-negativ.

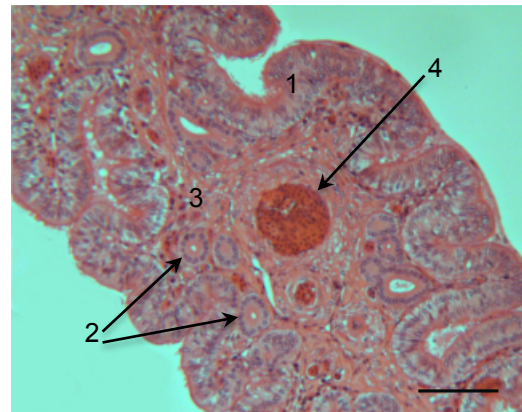


Bild 36: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, H.E., SB = 100 µm.

Unterhalb des Oberflächenepithels (1) befinden sich die uterovaginalen Drüsen (2). Blutgefäße (4) liegen im Stroma (3) der Schleimhautfalte.

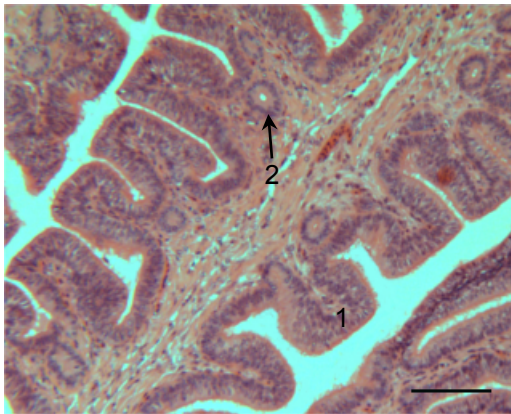


Bild 37: Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, H.E., SB = 100 µm.

Die Schleimhautfalte wird luminal vom Oberflächenepithel (1) umschlossen, unter welchem die uterovaginalen Drüsen (2) zu erkennen sind.



Bild 38: Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, Trichrom, SB = 40 µm.

Unter dem Epithel (1) liegen die uterovaginalen Drüsen (2) im grün gefärbten, kollagenen Bindegewebe (3). SB = 40 µm.

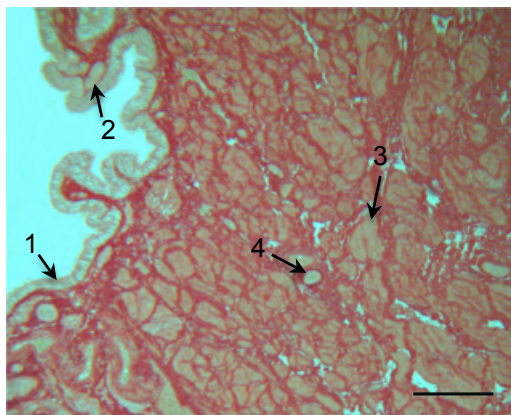


Bild 39: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, van Gieson, SB = 250 µm.

Unter dem Oberflächenepithel (1) liegen einzelne uterovaginale Drüsen (2). Die sehr ausgeprägten Muskelpakete der Tunica muscularis (3) erscheinen in gelber Färbung. Ein Blutgefäß (4) ist im roten, kollagenen Bindegewebe zu erkennen. SB = 250 µm.

## 2. Ergebnisse der glykohistochemischen Untersuchungen

Die Bindungsstellen der einzelnen Lektine im Gewebe sind durch ihre grüne Fluoreszenz mit Hilfe des Fluoreszenzmikroskops zu erkennen. Die Negativkontrollen sowie Gewebe, welches ganz oder in Teilen negativ erscheint, zeigen eine gelbliche Eigenfluoreszenz. Für jedes Lektin wird die Auswertung in tabellarischer Form dargestellt. Der Schwerpunkt liegt in der Analyse der Bindungsstellen im Oberflächen- und Drüsenepithel. Bei der Auswertung wurden sowohl die Positivkontrollen als auch die Negativkontrollen berücksichtigt. Eine Einteilung der Fluoreszenzstärke in eine negative (-), schwach positive (+), deutlich positive (++), stark positive (+++) oder sehr stark positive (++++) Reaktion wurde vorgenommen. Die uterovaginalen Drüsen wurden in den Tabellen der Vagina zugeordnet.

### 2.1. Bindungsstellen für *Canavalia ensiformis* Agglutinin (ConA)

**Tabelle 7: Expressionsmuster von ConA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+++ / +++	+++ / ++	+++ / ++	+++ / +++	+++ / +++
Zi	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
BM	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
DE	+++ / nu	+ / ++	+++ / ++	+++ / +++	nu / +++
Str	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
TM	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
Se	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Ge	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.



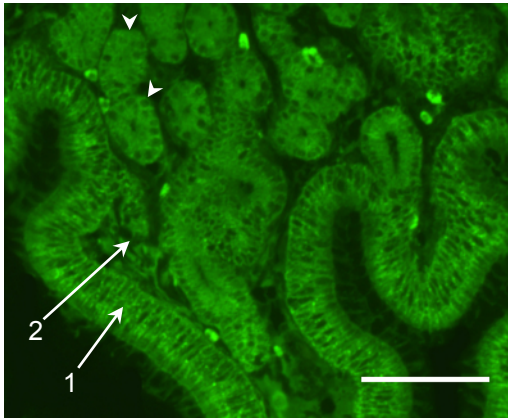


Bild 40: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von ConA, SB = 50  $\mu$ m.

Sowohl das Oberflächenepithel (1) als auch die Drüsen (Pfeilspitzen) in der Lamina propria mucosae (2) zeigen eine stark positive Reaktion.

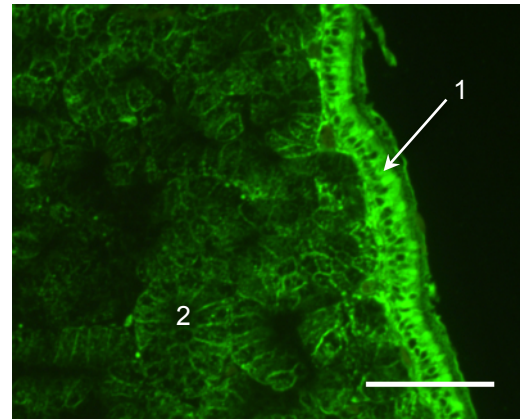


Bild 41: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von ConA, SB = 50  $\mu$ m.

ConA bindet stark an sekretorische Granula des Oberflächenepithels (1). Die Drüsen (2) reagieren schwach bis deutlich positiv.

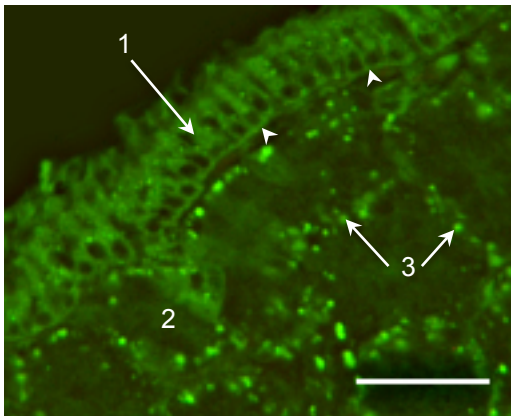


Bild 42: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von ConA, SB = 40  $\mu$ m.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt sich stark positiv oberhalb der deutlich positiven Basalmembran (Pfeilspitzen). Die Drüsen (2) in der Lamina propria weisen im basalen Bereich stark positive Granula (3) auf.

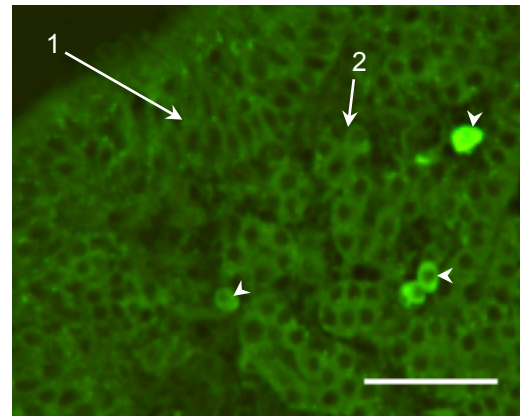


Bild 43: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von ConA, SB = 40  $\mu$ m.

Oberflächenepithel (1) und Drüsen (2) lassen eine stark positive Reaktion verzeichnen. Zwischen den Drüsen in der Lamina propria tauchen einzelne, sehr stark positive Zellen (Pfeilspitzen) auf.

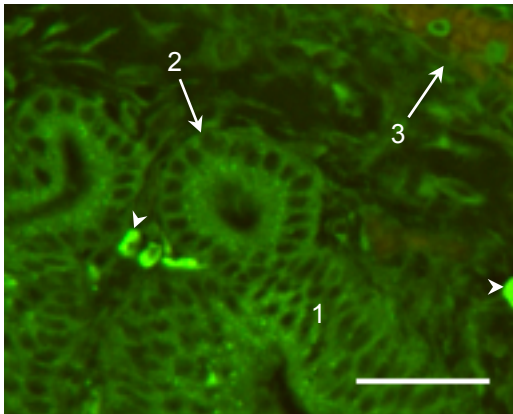


Bild 44: Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von ConA, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) und Drüsen (2) sind stark positiv. Die Wand des Blutgefäßes (3) zeigt sich deutlich positiv. Die Pfeilspitzen markieren einzelne, sehr stark positive Zellen in der Lamina propria mucosae.

## 2.2. Bindungsstellen für *Pisum sativum* Agglutinin (PSA)

**Tabelle 8: Expressionsmuster von PSA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / +	++ / -	+ / -	+ / +	+ / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	++ / +	++ / +	+ / +	+ / +	++ / ++
DE	+++ / nu	- / -	++ / +	++ / +	nu / -
Str	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	++ / +
TM	++ / +	++ / +	++ / +	+ / +	++ / ++
Se	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
Ge	++ / +	++ / +	++ / +	+ / +	++ / ++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

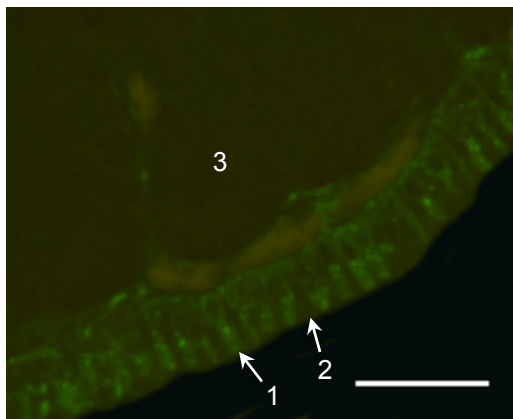


Bild 45: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PSA, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel wechseln sich deutlich positiven Zellen (1) mit negative Zellen (2) ab. Die Drüsen (3) zeigen keine Bindungsstellen für PSA.

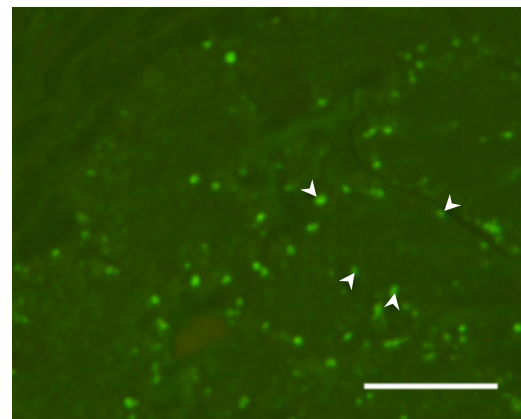


Bild 46: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von PSA, SB = 40 µm.

Die Drüsen weisen basal stark positive Granula auf (Pfeilspitzen).



### 2.3. Bindungsstellen für Lens culinaris Agglutinin (LCA)

**Tabelle 9: Expressionsmuster von LCA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / +	++ / -	- / -	+ / ++	- / +
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	+ / -	+ / -	- / -	+ / ++	- / +
DE	+++ / nu	- / -	+ / -	+ / +	- / -
Str	++ / ++	+ / +	+ / +	++ / ++	++ / ++
TM	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
Se	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
Ge	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

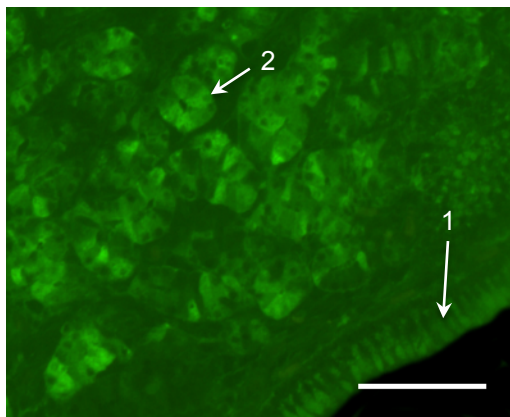


Bild 47: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von LCA, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) reagiert deutlich positiv. Die Zellen des Drüsenepithels (2) weisen zum Teil stark positive Areale auf.

#### 2.4. Bindungsstellen für *Ricinus communis* Agglutinin (RCA)

RCA war in keinem der Oviduktabschnitte weder an das Oberflächenepithel noch an das Drüsenepithel gebunden. Lediglich das Bindegewebe zeigt sich bei Infundibulum, Isthmus und Uterus schwach positiv.

#### 2.5. Bindungsstellen für *Viscum album* Agglutinin (VAA)

**Tabelle 10: Expressionsmuster von VAA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+ / -	++ / -	++ / -	++ / ++	+ / +
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	++ / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	++ / nu	- / -	++ / -	+ / ++	++ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

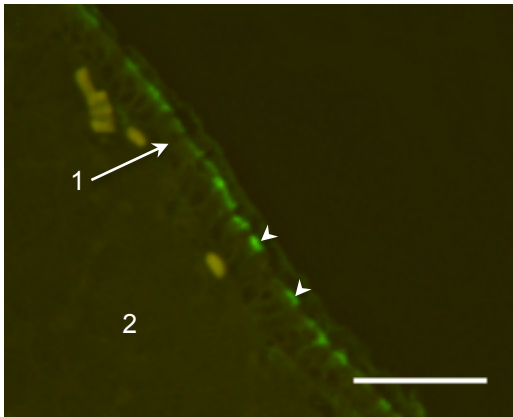


Bild 48: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von VAA, SB = 40 µm.

Der luminale Epithelsaum einzelner Zellen (Pfeilspitzen) des Oberflächenepithels (1) reagiert deutlich positiv. Die Drüsen (2) zeigen keine Bindung von VAA.

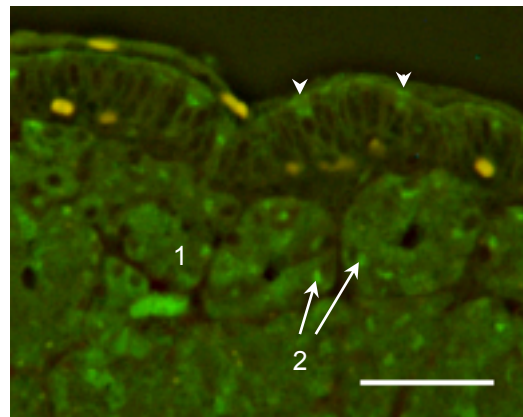


Bild 49: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von VAA, SB = 40 µm.

Der Epithelsaum (Pfeilspitzen) zeigt luminal vereinzelt eine deutliche Reaktion. Die deutlich positiven Drüsen (1) weisen zum Teil kleine leuchtende Granula (2) auf.

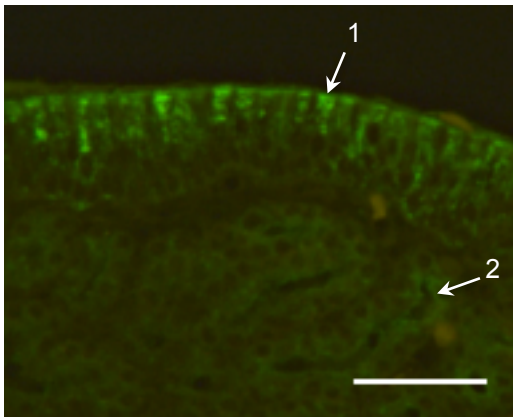


Bild 50: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von VAA, SB = 40 µm.

Es befinden sich fluoreszierende Granula (1) im Oberflächenepithel, die sich vor allem auf die luminale Hälfte des Epithels konzentrieren. Eine schwach positive Reaktion ist im luminalen Drüsenepithel (2) zu verzeichnen.

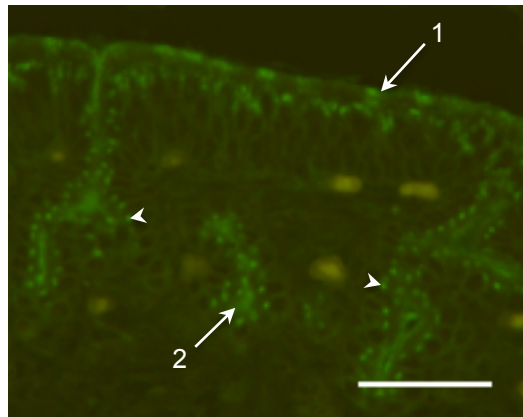


Bild 51: Eileiter, juveniler Strauß, Uterus, Bindung von VAA, SB = 40 µm.

Sowohl im Oberflächenepithel (1) als auch im Bereich des luminalen Drüsenepithels (2) zeigt sich eine deutlich positive Reaktion, die sich vielfach durch leuchtende Granula (Pfeilspitzen) auszeichnet.

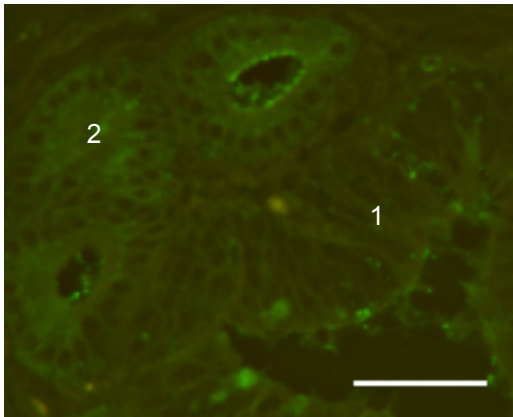


Bild 52: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von VAA, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt lediglich eine schwach positive Reaktion. Die Drüsen (2) in der Lamina propria mucosae reagieren deutlich positiv.

**2.6. Bindungsstellen für Peanut Agglutinin (PNA)**

Alle Abschnitte des Eileiters waren sowohl bei geschlechtsreifen als auch bei nicht geschlechtsreifen Tieren negativ.

**2.7. Bindungsstellen für Griffonia simplicifolia Agglutinin I (GSL-I)**

GSL-I zeigte bei den untersuchten Tieren in keinem Oviduktabschnitt positive Bindungsstellen.

**2.8. Bindungsstellen für Dolichos biflorus Agglutinin (DBA)**

Das Oberflächenepithel und die Drüsen waren in allen Eileiterregionen negativ. Lediglich das Stroma war in allen fünf Oviduktabschnitten schwach positiv.

**2.9. Bindungsstellen für Soybean Agglutinin (SBA)**

Alle fünf Anteile der untersuchten Straußeneileiter wiesen keine positive Bindung von SBA auf.

## 2.10. Bindungsstellen für *Sophora japonica* Agglutinin (SJA)

**Tabelle 11: Expressionsmuster von SJA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- / -	+ / -	++ / -	- / -	- / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / -	- / -	++ / -	+ / +	- / -
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

### 2.11. Bindungsstellen für Sambucus nigra Agglutinin (SNA)

**Tabelle 12: Expressionsmuster von SNA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- bis +++ / -	- / -	- / -	- / -	+ bis ++ / -
Zi	- bis +++ / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	+ / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	+++ / nu	- / -	++ / +	++ / +	- / -
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	++ / ++
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	+++ / ++	+ / +	++ / +	+ / +	+ / +
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

Das trichterförmige Infundibulum zeigt beim eierlegenden Strauß im Oberflächenepithel + bis +++ positive Bindungsstellen für SNA während sich der röhrenförmige Anteil negativ darstellt. Stark positiv sind im kaudalen Infundibulum die Drüsen. Die Vagina zeigt neben einem schwach positiven Oberflächenepithel eine deutlich positive Reaktion in den Basalzellen und im Bindegewebe direkt unterhalb des Epithels.

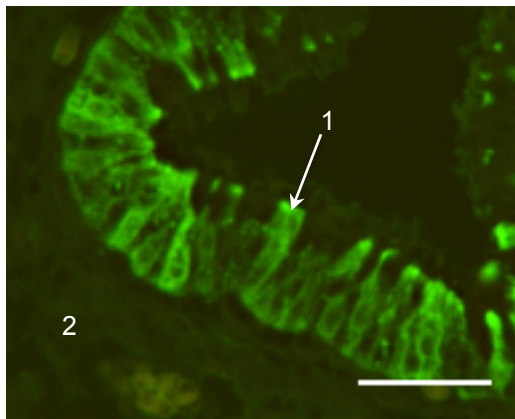


Bild 53: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Bindung von SNA, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) reagiert stark positiv. Die darunterliegende Lamina propria zeigt sich negativ (2).

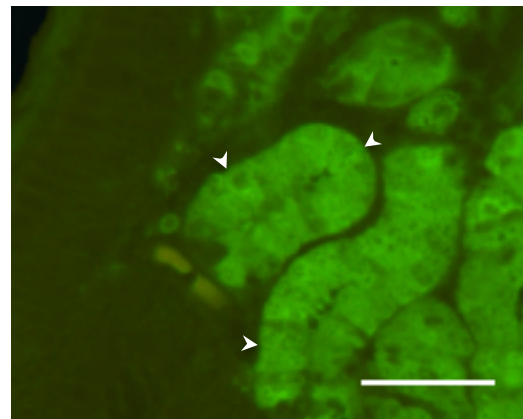


Bild 54: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von SNA, SB = 40 µm.

SNA bindet mit starker Affinität an die Drüsen der Lamina propria mucosae (Pfeilspitzen).

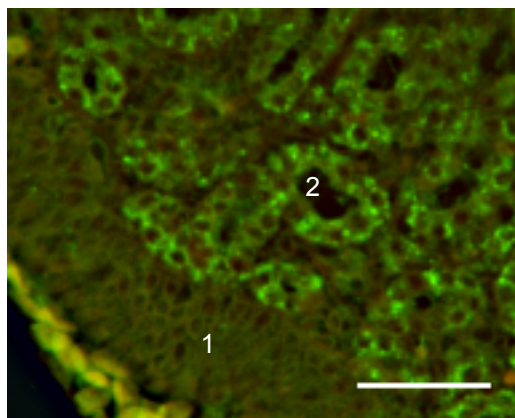


Bild 55: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von SNA, SB = 40 µm.

Das negative Oberflächenepithel (1) liegt über den deutlich positiven Propriadrüsen (2).



## 2.12. Bindungsstellen für Wheat germ Agglutinin (WGA)

**Tabelle 13: Expressionsmuster von WGA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++++ / +++	+++ / +++	++ / ++	++++ / +++	++++ / +++
Zi	++ / ++	++ / ++	++ / ++	+++ / ++	+++ / ++
BM	+++ / ++	++ / ++	+++ / +++	++ / ++	+ / ++
DE	+++ / nu	++++ / +++	+++ / +	++ / ++	nu / -
Str	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	++ / ++
TM	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Se	++ / ++	++ / ++	+++ / +++	++ / ++	++ / ++
Ge	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

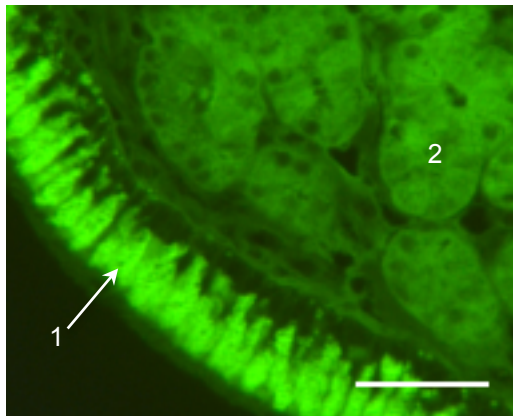


Bild 56: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von WGA, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel (1) sind sehr stark positive Vakuolen zu erkennen. Die Drüsen (2) reagieren stark positiv.

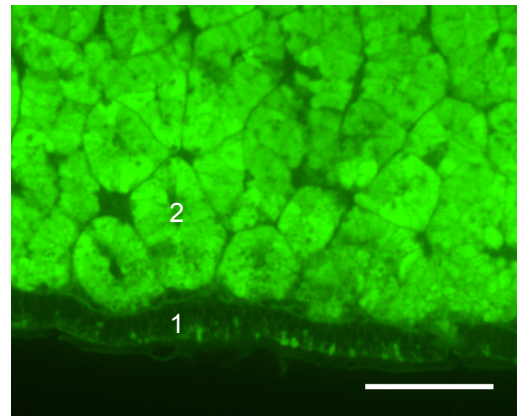


Bild 57: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von WGA, SB = 50 µm.

Das Epithel (1) reagiert vereinzelt deutlich positiv. Die Drüsen (2) zeigen eine sehr stark positive Bindung von WGA.

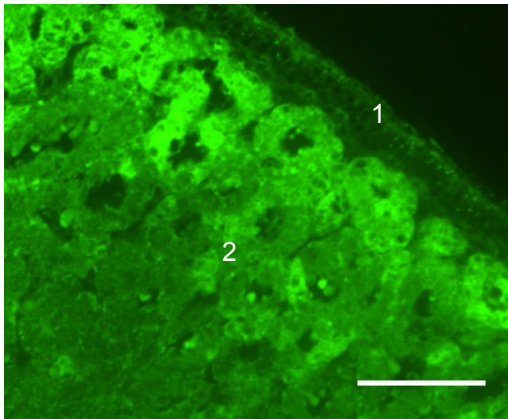


Bild 58: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von WGA, SB = 50 µm.

Das Oberflächenepithel (1) reagiert schwach bis deutlich positiv. Die Drüsen (2) zeigen sich stark positiv.

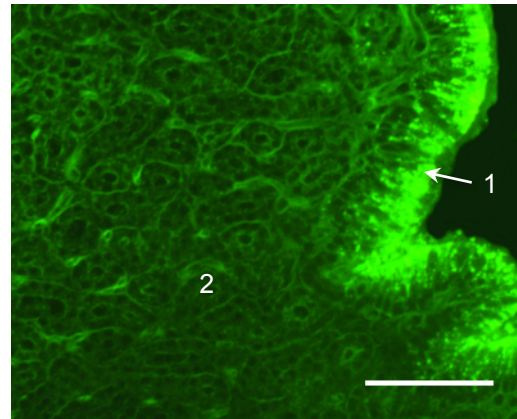


Bild 59: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von WGA, SB = 50 µm.

Das sehr stark positive Epithel (1) liegt oberhalb der deutlich positiven Drüsen (2).

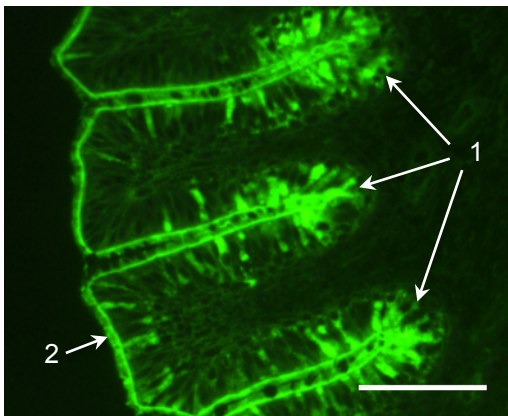


Bild 60: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Bindung von WGA, SB = 50 µm.

Das Oberflächenepithel reagiert vor allem in den Schleimhauteinstülpungen (1) sehr stark positiv. Die Zilien (2) zeigen eine starke Bindung von WGA.

### 2.13. Bindungsstellen für succinyliertes Wheat germ Agglutinin (WGAs)

**Tabelle 14: Expressionsmuster von WGAs im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+++ / +	+++ / ++	+ / +	++++ / +++	+++ / +++
Zi	+ / +	+ / -	+ / -	+ / -	++ / ++
BM	+ / +	++ / +	+ / +	+ / +	+ / +
DE	+++ / nu	++ / ++	+++ / +	++ / ++	nu / -
Str	++ / ++	++ / ++	++ / +	+++ / ++	+ / +
TM	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / +++	+ / +
Se	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
Ge	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / +++	+ / +

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

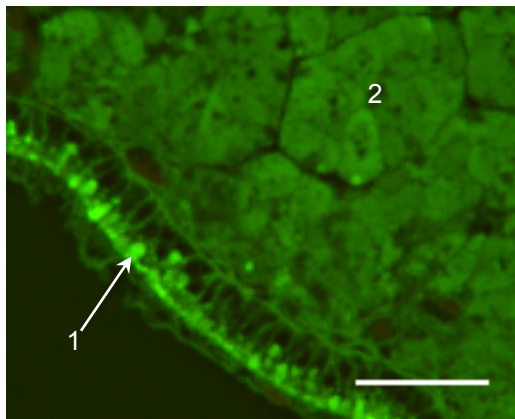


Bild 61: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von WGAs, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) weist in luminal gelegenen Vakuolen eine starke Bindung von WGAs auf. Die Drüsen (2) reagieren deutlich positiv.

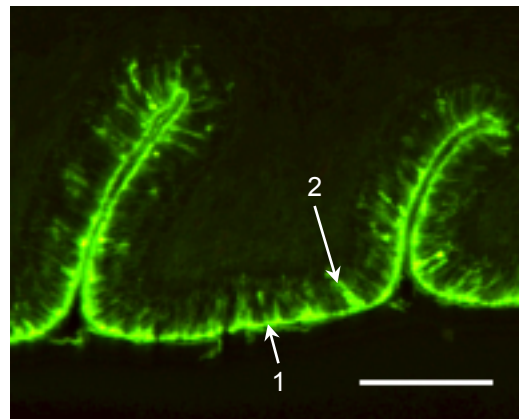


Bild 62: Eileiter, juveniler Strauß, Vagina, Bindung von WGAs, SB = 100 µm.

Der Epithelsaum (1) zeigt sich stark positiv. Einzelne Zellen des Epithels (2) zeigen sich intrazellulär deutlich positiv.

**2.14. Bindungsstellen für *Ulex europaeus* Agglutinin I (UEA-I)**

Das Lektin UEA-I zeigt in keinem Oviduktabschnitt eine positive Reaktion.

**2.15. Bindungsstellen für *Maackia amurensis* Agglutinin I (MAA-I)****Tabelle 15: Expressionsmuster von MAA-I im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- bis + / -	+ / -	++ / -	++ / +	+++ / ++
Zi	- / -	- / -	+ / -	- / -	++ / +
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	+ / +
DE	+ / nu	+ / -	+ / -	+ / -	++ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

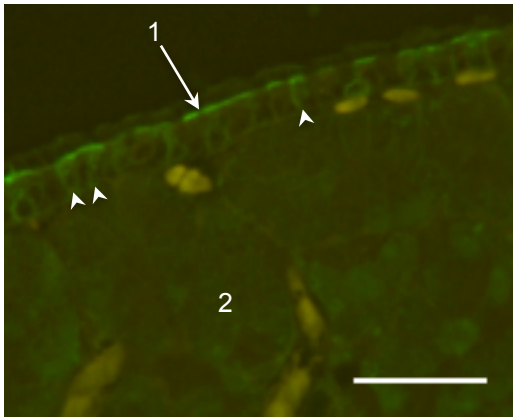


Bild 63: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von MAA-I, SB = 40 µm.

Eine deutlich positive Reaktion ist am Epithelsaum (1) zu erkennen. Einzelne Zellen des Oberflächenepithels (Pfeilspitzen) färben sich schwach positiv. Die Drüsen (2) zeigen sich schwach positiv.

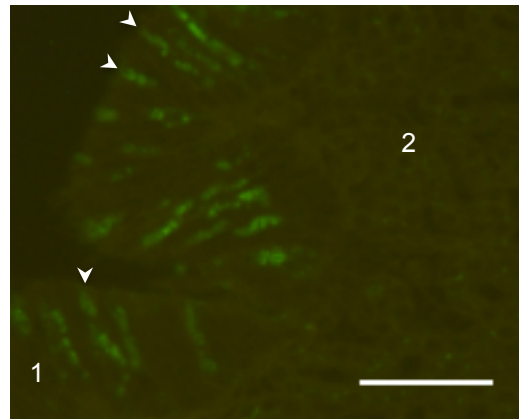


Bild 64: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von MAA-I, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel (1) heben sich deutlich positive, schmale Zellen (Pfeilspitzen) von negativen Zellen ab. Die Drüsen (2) zeigen eine schwache Bindung von MAA-I.

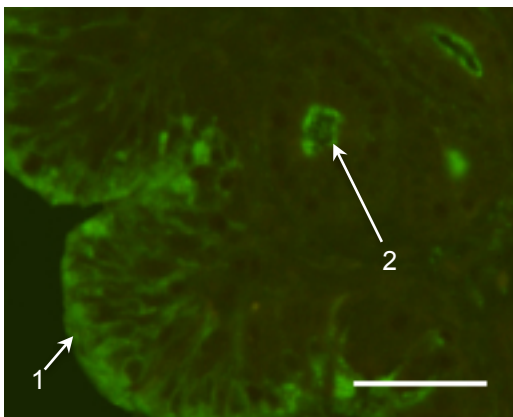


Bild 65: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von MAA-I, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) weist eine deutliche Reaktion im luminalen Bereich auf. Der luminale Epithelsaum der Drüsen (2) sind ebenfalls deutlich positiv.

## 2.16. Bindungsstellen für Phaseolus vulgaris Erythroagglutinin (PHA-E)

**Tabelle 16: Expressionsmuster von PHA-E im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- / -	++ / -	- / -	- / -	- / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	++ / nu	+++ / -	- / -	- / -	- / -
Str	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
TM	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

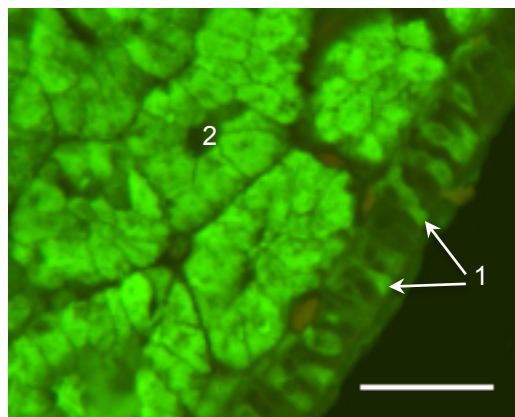


Bild 66: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PHA-E, SB = 40 µm.

Deutliche Bindungsstellen von PHA-E zeigen sich intrazellulär in zahlreichen Zellen des Epithels (1). Die Drüsen (2) weisen eine stark positive Reaktion auf.

### 2.17. Bindungsstellen für Phaseolus vulgaris Leukoagglutinin (PHA-L)

**Tabelle 17: Expressionsmuster von PHA-L im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- / -	- bis ++ / -	+ / -	- / -	- / -
Zi	- / -	++ / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	+++ / nu	+++ / -	- / -	- / -	- / -
Str	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

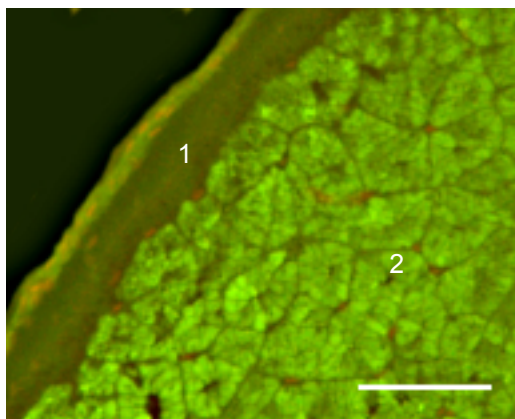


Bild 67: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PHA-L, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt eine negative Reaktion. Die Drüsen (2) reagieren stark positiv.

### **3. Ergebnisse der immunhistochemischen Untersuchungen**

Die Bindungsstellen der verwendeten Antikörper im Gewebe sind mittels eines Lichtmikroskops anhand einer bräunlichen Färbung zu erkennen. Es wurde ein indirekter Nachweis geführt, bei dem die gebundenen Primär- und Sekundärantikörper über eine ABC-Lösung (Streptavidin-Biotin-Horseradish-Peroxidase Complex) sichtbar werden. Bei der Auswertung wurden sowohl die Positivkontrollen als auch die Negativkontrollen berücksichtigt. Eine Einteilung der Expressionsstärke in eine negative (-), schwach positive (+), deutlich positive (++), stark positive (+++) oder sehr stark positive (+++++) Reaktion wurde vorgenommen. Die uterovaginalen Drüsen wurden in den Tabellen der Vagina zugeordnet.

#### **3.1. Immunhistochemischer Nachweis von Tubulin**

Eine Expression von Tubulin kann in allen Oviduktabschnitten im Oberflächenepithels nachgewiesen werden. Die Basalmembran zeigt keine Bindungsstellen für Tubulin. Alle Eileiteranteile weisen bei den adulten sehr stark angefärbte Zilien auf. Die Zilien sind bei den juvenilen zwar nur in der Vagina gut entwickelt, jedoch sind auch in den anderen Eileiterabschnitten, wo Zilien erkennbar sind, diese ebenfalls sehr stark Tubulin-positiv. Die Drüsen des Uterus stellen sich bei den adulten Tieren deutlich positiv dar, während das Drüsenepithel in allen anderen Eileiterabschnitten negativ ist. Die nicht geschlechtsreifen Tiere hingegen zeigen im Epithel der Drüsenanlagen aller untersuchten Eileiterabschnitte eine positive Reaktion für Tubulin, v.a. im luminalen Bereich. Tubulin taucht auch im Stroma, in der Ring- und Längsmuskulatur der Tunica muscularis und der Muskelwand der Blutgefäße auf. Die Serosa zeigt sich negativ für Tubulin.



**Tabelle 18: Expressionsmuster von Tubulin im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / ++	+++ / ++	++ / ++	+ / +	+ / +
Zi	++++ / +++++	++++ / +++++	++++ / +++++	++++ / +++++	++++ / +++++
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / nu	- / ++	- / ++	++ / ++	- / nu
Str	+ / ++	+ / ++	+ / ++	+ / +	+ / ++
TM	+ / ++	+ / ++	++ / +++	++ / +++	++ / +++
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

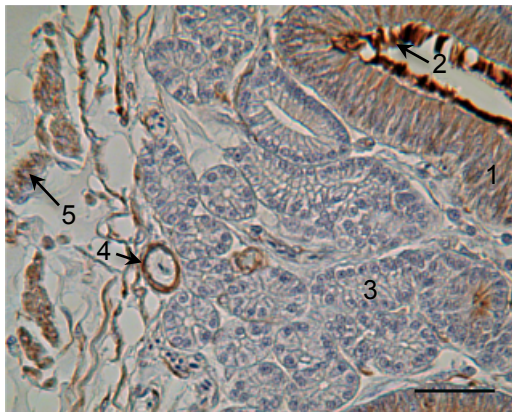


Bild 68: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt sich deutlich, die Zilien (2) sehr stark positiv. In den Drüsen (3) ist keine Expression von Tubulin festzustellen. Die Muskulatur von Gefäßen (4) und dem Stratum circulare (5) der Tunica muscularis zeigt eine schwache bis deutliche Reaktion.

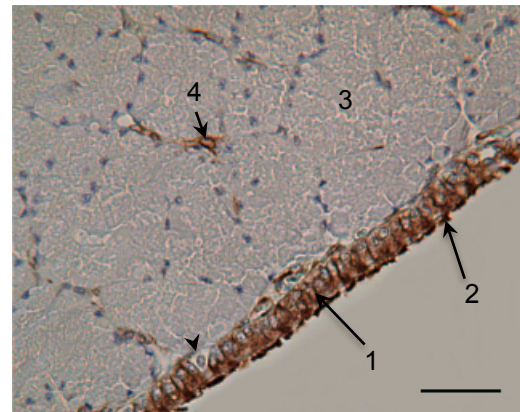


Bild 69: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) weist eine starke Expression von Tubulin auf, die Zilien (2) sogar eine sehr starke. Einzelne Zellen (Pfeilspitze) im Epithel heben sich durch die fehlende Expression von Tubulin ab. Die Drüsen (3) sind Tubulin-negativ. Die Muskulatur des kleinen Gefäßes (4) ist deutlich positiv.

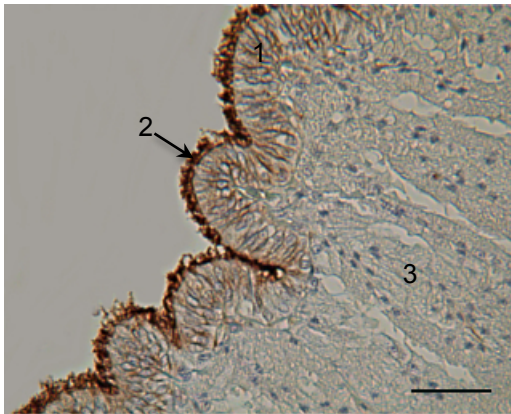


Bild 70: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Die dem Oberflächenepithel (1) aufsitzenden Zilien (2) zeigen eine sehr stark positive Expression von Tubulin. Das Epithel erscheint deutlich positiv, während die Isthmusdrüsen (3) keine Reaktion für Tubulin aufweisen.

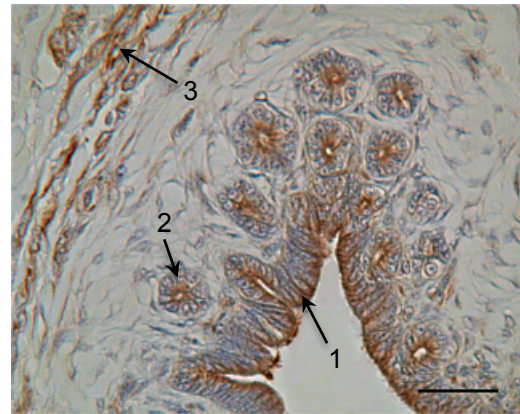


Bild 71: Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) und auch die Drüsenanlagen (2) zeigen luminal eine deutliche Tubulinexpression. Die Muskulatur verhält sich deutlich positiv (3).

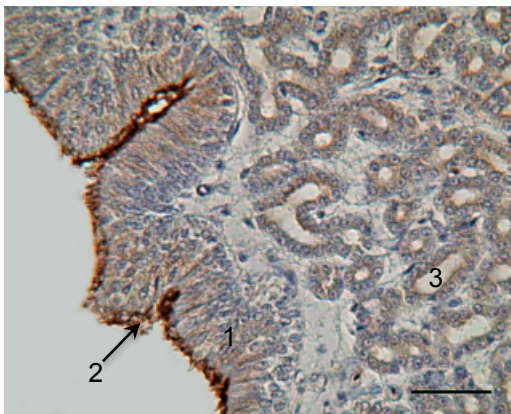


Bild 72: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Die dem Oberflächenepithel (1) aufsitzenden Zilien (2) reagieren sehr stark positiv für Tubulin. Das Epithel und die Drüsen erscheinen schwach bis deutlich positiv.

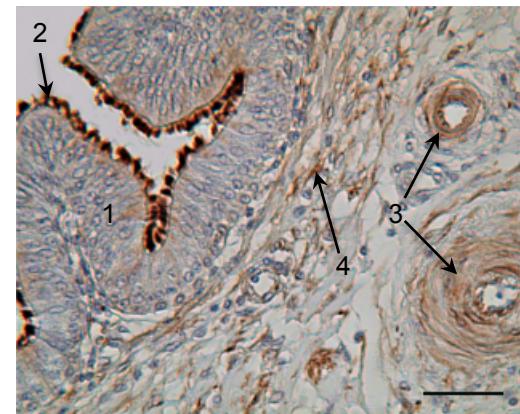


Bild 73: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Tubulin, SB = 40 µm.

Die Zilien (2) des schwach positiven Oberflächenepithels (1) weisen eine sehr stark positive Expression auf. Deutlich positiv zeigt sich die glatte Muskulatur von Gefäßen (3) und Muskulatur im Bindegewebe (4).

### 3.2. Immunhistochemischer Nachweis von Vimentin

Das Oberflächenepithel zeigt sich im Abschnitt Infundibulum bei den adulten Tieren schwach immunpositiv und bei den juvenilen Vögeln stark positiv. Im Magnum ist nur eine schwache Expression von Vimentin zu verzeichnen. Isthmus-, Uterus- und Vaginalepithel stellen sich immunnegativ dar, ebenso wie das Drüsenepithel des gesamten Eileiters. In der Basalmembran kann in allen Abschnitten eine starke bis sehr starke Vimentin-Expression beobachtet werden. Das Stroma zeigt in allen Eileiterabschnitten eine deutlich bis sehr stark positive Reaktion für Vimentin. Das Gefäßendothel lässt sehr stark positive Vimentin-Bindungsstellen erkennen. Die Tunica muscularis zeigt sich Vimentin-negativ. Die Serosa stellt sich stark bis sehr stark positiv in allen Eileiteranteilen dar.

**Tabelle 19: Expressionsmuster von Vimentin im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+ / +++	+ / +	- / -	- / -	- / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	++++ / +++++	+++ / +++	+++ / +++	++++ / +++++	++++ / +++++
DE	- / nu	- / -	- / -	- / -	- / nu
Str	+++ / +++++	+++ / +++++	++ / +++++	+++ / +++	+++ / +++++
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	+++ / +++++	+++ / +++++	+++ / +++++	+++ / +++++	+++ / +++++
Ge	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.



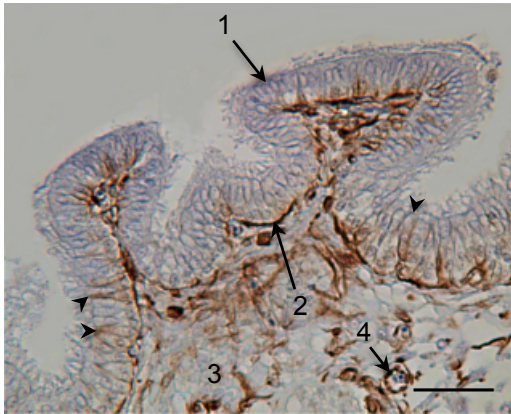


Bild 74: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Vimentin, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel (1) sind in einigen Schleimhauteinbuchtungen immunpositive Becherzellen (Pfeilspitzen) festzustellen. Die sehr stark positive Basalmembran (2) trennt das Epithel vom Stroma (3). Kleine Blutgefäße (4) zeigen ein stark immunpositives Endothel.



Bild 75: Eileiter, juveniler Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Vimentin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) ist stark immunpositiv. Unterhalb liegt die sehr stark positive Basalmembran (2) und das stark positive Stroma (3).

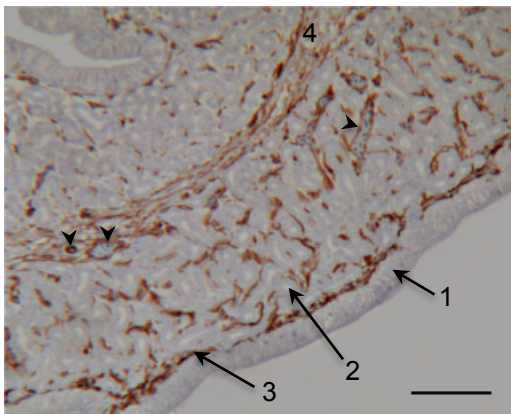


Bild 76: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Vimentin, SB = 100 µm.

Oberflächenepithel (1) und Drüsen (2) zeigen keine Expression für Vimentin. Basalmembran (3), Stroma (4) und Gefäßendothel (Pfeilspitzen) zeigen eine positive Expression.

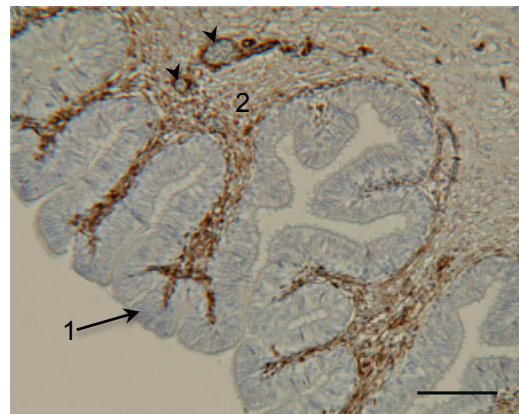


Bild 77: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Vimentin, SB = 100 µm.

Unter dem immunnegativen Oberflächenepithel (1) sind Stroma (2) und Gefäßendothel (Pfeilspitzen) mit positiver Expression zu erkennen.

### 3.3. Immunhistochemischer Nachweis von Panzytokeratin

Das Oberflächenepithel zeigt eine deutlich bis sehr stark positive Reaktion für Panzytokeratin. Das Infundibulum ist hierbei vermehrt im luminalen Bereich positiv. Das Magnumepithel zeigt die stärkste Expression von Panzytokeratin, wobei sich die Epithelzellen gleichmäßig sehr stark positiv zeigen. Im Isthmus der geschlechtsreifen Tiere ist gut zu erkennen, dass Panzytokeratin sowohl im luminalen als auch im basalen Teil der Epithelzellen festzustellen ist und sich zudem im perinukleären Raum stark positiv zeigt. Im Uterus der adulten Tiere sind die Zilienzellen und ihr stark Panzytokeratin-positives Zytoplasma gut zu erkennen. Die Vagina zeigt eine starke Immunfärbung für Panzytokeratin in den Basalzellen. Das Drüsenepithel ist im kaudalen Infundibulum lediglich schwach positiv. Die Drüsen von Magnum und Isthmus weisen bei den adulten Straußen keine Expression für Panzytokeratin auf, erscheinen aber bei den nicht geschlechtsreifen Tieren stark positiv. Das Epithel des Uterus ist bei allen untersuchten Tieren deutlich positiv. Die Vagina lässt bei allen untersuchten Tieren eine starke Immunexpression in Oberflächen- und Drüsenepithel erkennen, bei den Drüsen des Uterus v.a. im luminalen Bereich. Die Serosa hebt sich sehr stark positiv in allen Bereichen des Eileiters ab. Zilien, Basalmembran, Stroma, Tunica muscularis und Gefäße stellen sich negativ für Panzytokeratin dar.

**Tabelle 20: Expressionsmuster von Panzytokeratin im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+++ / +++	++++ / +++	+++ / +++	++ / ++	+++ / +++
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	+ / nu	- / +++	- / +++	+++ / +++	+++ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	++++ / ++++	++++ / ++++	++++ / ++++	++++ / ++++	++++ / ++++
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

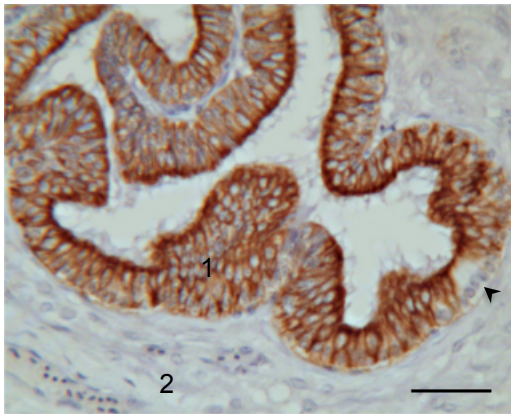


Bild 78: Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt eine deutlich bis starke Expression, mit Ausnahme von einzelnen Panzytokeratin-negativen sezernierenden Zellen (Pfeilspitze). Die Lamina propria mucosae (2) zeigt keine Expression.

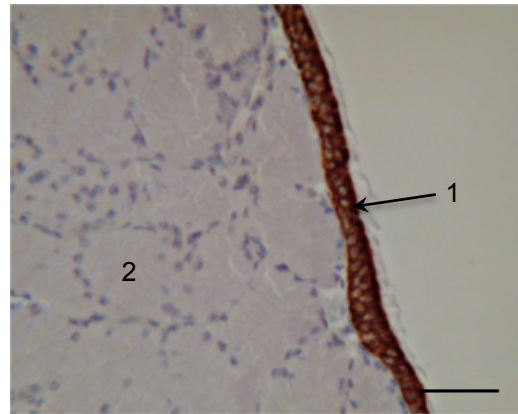


Bild 79: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Das Epithel (1) reagiert sehr stark positiv. Die Drüsen (2) in der Lamina propria mucosae zeigen keine Expression.

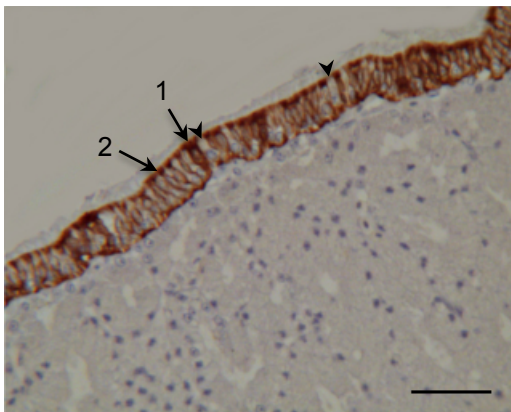


Bild 80: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel gibt es einzelne Zellen (1) mit sehr stark positiver Expression, welche das gesamte Zytoplasma ausfüllt. Die Zilienzellen (2) zeigen eine starke Expression, welche sich luminal konzentriert und perinukleär verstärkt erscheint. Vereinzelt sind immunnegative Becherzellen zu erkennen (Pfeilspitzen).

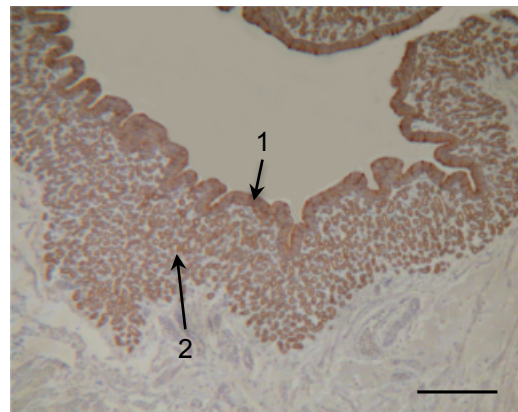


Bild 81: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 250 µm.

Sowohl Epithel (1) als auch Drüsen (2) zeigen eine positive Reaktion.

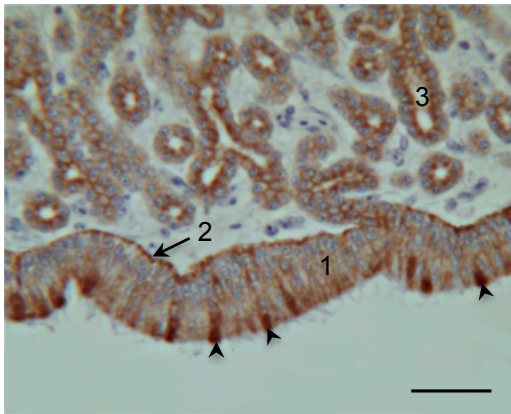


Bild 82: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt Zellen (Pfeilspitzen), die durch ihr sehr stark positives Zytoplasma im luminalen Bereich auffallen. In der basalen Region der Epithelzellen (2) ist eine starke Expression zu erkennen. Die Drüsen (3) zeigen eine positive Reaktion im luminalen Bereich.



Bild 83: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Die Expression im Oberflächenepithel (1) ist stark positiv, die Basalzellen (2) sogar sehr stark positiv.

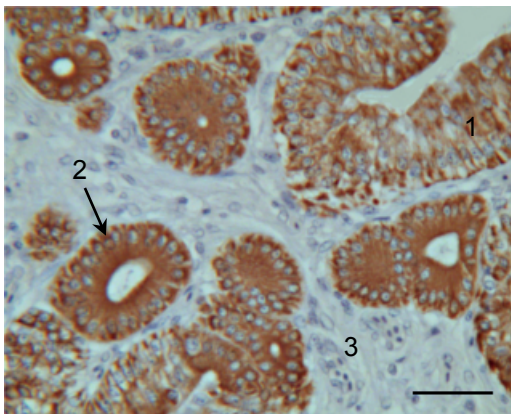


Bild 84: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) ist deutlich bis stark positiv, die Drüsen (2) zeigen eine starke Expression. Das Bindegewebe der Lamina propria ist immunnegativ.



### 3.4. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 5

Das Oberflächenepithel stellt sich schwach bis stark immunpositiv für Zytokeratin (CK) 5 dar. Sowohl das Infundibulum als auch der Isthmus zeigen v.a. im luminalen Epithelbereich eine positive Expression. Im Magnum- und Uterusepithel fallen luminal und basal stärker immungefärbte Bereiche auf. In der Vagina sind es vor allem die Basalzellen, die stark CK 5-positiv sind. Das Drüsenepithel der geschlechtsreifen Tiere ist in den Abschnitten Infundibulum bis Isthmus negativ, wird dann im Uterus schwach positiv und in der Vagina deutlich positiv. Auffällig ist, dass die juvenilen Tiere im Gegensatz zu den immunnegativen adulten Straußen in den Magnum- und Isthmusdrüsen eine positive Expression von CK 5 aufweisen. CK 5 lässt sich mit einer starken Immunfärbung auch in der Serosa nachweisen. Zilien, Basalmembran und Stroma erscheinen in allen Eileiterabschnitten negativ.

**Tabelle 21: Expressionsmuster von CK 5 im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeanteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / ++	+++ / ++	++ / ++	++ / +	+++ / ++
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / nu	- / ++	- / ++	+ / +	++ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	+ / ++	++ / ++	++ / ++	+ / +	++ / ++
Se	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Ge	+ / ++	++ / ++	++ / ++	+ / +	++ / ++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.



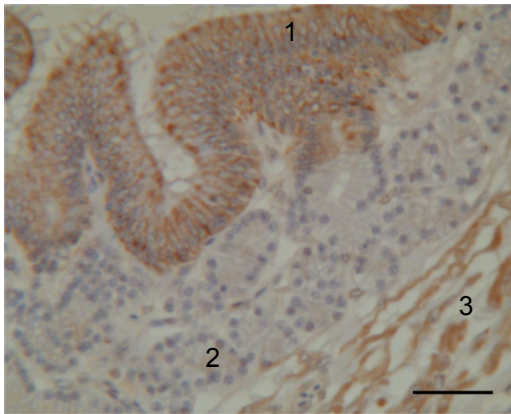


Bild 85: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.

Das Epithel (1) reagiert v.a. luminal deutlich positiv, die Drüsen (2) zeigen keine Expression. Die glatte Muskulatur (3) ist schwach immunpositiv.

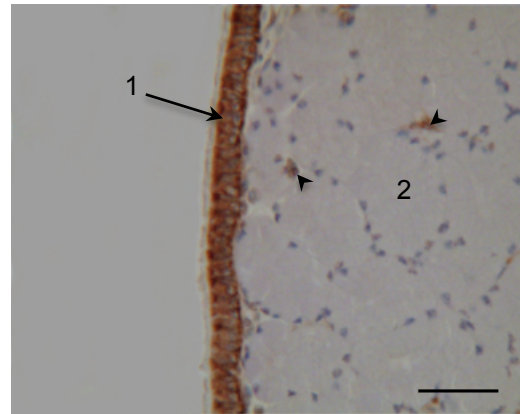


Bild 86: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) ist stark positiv, die Drüsen (2) sind immunnegativ. Blutzellen in kleinen Gefäßen (Pfeilspitzen) zeigen eine deutliche Reaktion.

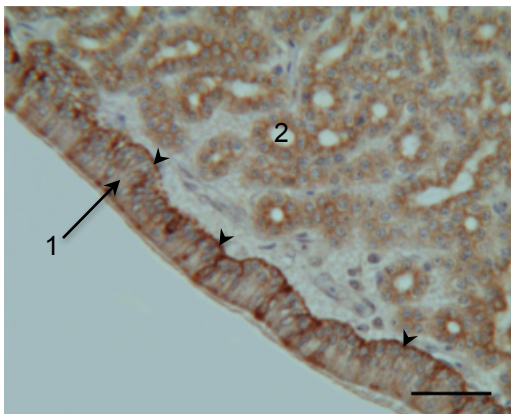


Bild 87: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt sich schwach bis deutlich positiv. Im basalen Bereich der Epithelzellen (Pfeilspitzen) ist eine deutliche Expression zu erkennen. Die Drüsen (2) zeigen eine schwach positive Reaktion im luminalen Bereich.

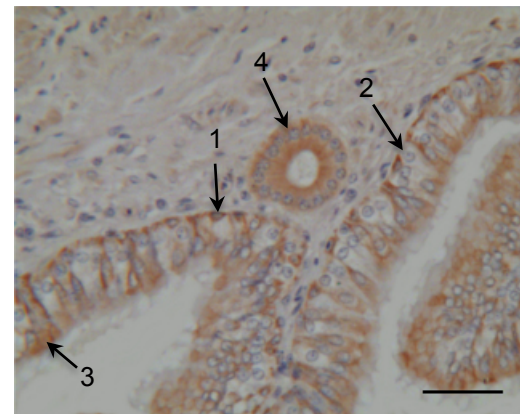


Bild 88: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel sind deutlich immunpositive Basalzellen (1), negative Becherzellen (2) und schwach positive Zilienzellen (3) zu erkennen. Die Expression in den Drüsen (4) ist deutlich positiv.

### 3.5. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 7

Beim Nachweis von CK 7 ist in keinem Oviduktabschnitt eine positive Reaktion zu verzeichnen.

### 3.6. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 8

CK 8 lässt in keinem Eileiterabschnitt der untersuchten Tiere eine positive Reaktion feststellen.

### 3.7. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 14

Das Oberflächenepithel setzt sich durch eine deutliche bis starke Expression von CK 14 vom negativen Stroma ab. Hierbei sind es insbesondere die Zilienzellen und Basalzellen, die positiv erscheinen. Im Drüsenepithel der adulten Strauße ist nur in Uterus und Vagina eine positive Expression zu erkennen. Im Gegensatz zu den immunnegativen Magnum- und Isthmusdrüsen der adulten Vögel ist dort bei den juvenilen Tieren eine deutliche Anfärbung im luminalen Bereich erkennbar. Eine schwache bis deutliche Immunfärbung erkennt man in der Tunica muscularis und der Muskelschicht der Blutgefäße. Die Serosa ist stark positiv für CK 14.

**Tabelle 22: Expressionsmuster von CK 14 im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / ++	+++ / ++	++ / ++	++ / ++	+++ / +++
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / nu	- / ++	- / ++	+ / ++	++ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	+ / +	++ / ++	++ / +	+ / +	++ / ++
Se	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Ge	+ / +	++ / ++	++ / +	+ / +	++ / ++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

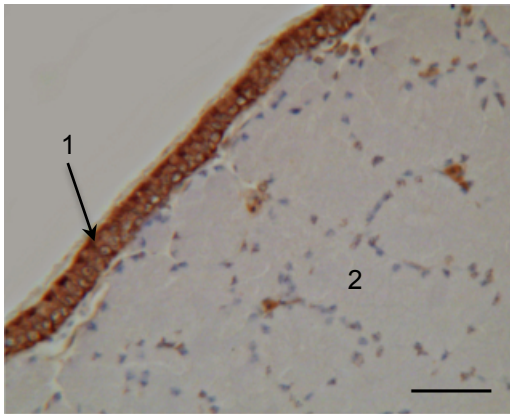


Bild 89: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.

Das Epithel (1) reagiert stark positiv, die Drüsen (2) zeigen keine Expression.

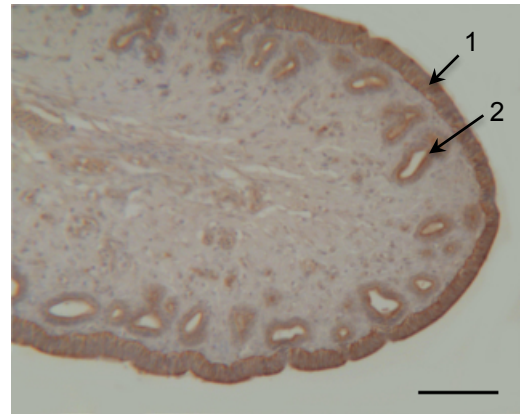


Bild 90: Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt eine deutliche Immunexpression. Ebenfalls deutlich immunpositiv reagieren die Drüsenanlagen (2).

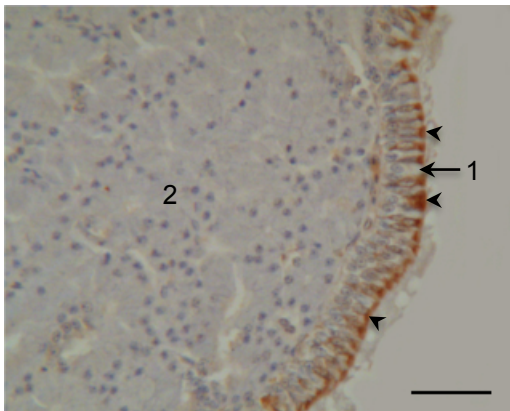


Bild 91: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.

Luminal lässt sich eine deutlich positive Expression in den Zilienzellen (Pfeilspitzen) feststellen. Sekretierende Zellen (1) und Drüsen (2) reagieren immunnegativ.

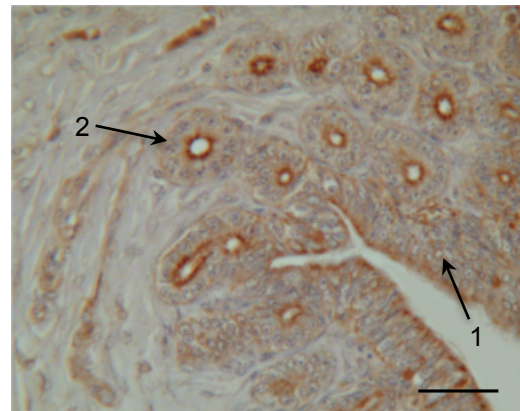


Bild 92: Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.

Das Oberflächenepithel (1) reagiert schwach bis deutlich immunpositiv. Eine deutliche Expression ist bei den Drüsenanlagen (2) festzustellen.

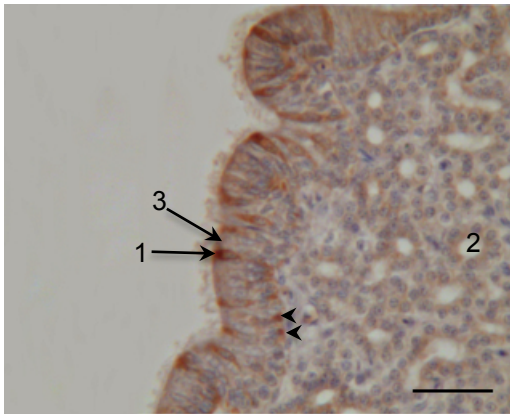


Bild 93: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel zeigen sich die Zilienzellen (1) deutlich positiv. Basal (Pfeilspitzen) ist teilweise eine positive Immunfärbung der Epithelzellen zu erkennen. Die Drüsen (2) stellen sich schwach positiv dar. Becherzellen (3) erscheinen immunnegativ.

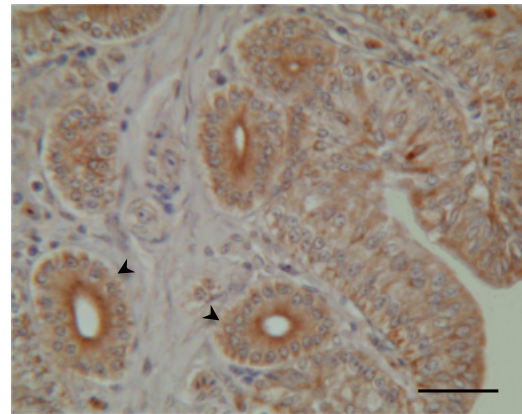


Bild 94: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.

Die Expression in den Drüsen (Pfeilspitzen) ist deutlich positiv, vor allem im Bereich des Drüsenlumens.



Bild 95: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.

Die Expression im Oberflächenepithel (1) ist deutlich positiv, die Basalzellen (2) sogar stark positiv.

### 3.8. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 18

Eine Expression von CK 18 kann in allen Oviduktabschnitten schwach bis deutlich im Oberflächenepithel, in der Tunica muscularis und in der Gefäßmuskulatur nachgewiesen werden. Basalzellen zeigen sich in der Vagina deutlich positiv. Das Drüsenepithel ist bei den adulten Tieren nur im uterovaginalen Übergangsbereich schwach positiv und bei den juvenilen Tieren in allen untersuchten Oviduktabschnitten schwach immunpositiv. Die Serosa hebt sich durch die deutliche bis starke Immunfärbung insgesamt am meisten vom übrigen Gewebe ab. Zilien, Basalmembran und Stroma stellen sich immunnegativ dar.

**Tabelle 23: Expressionsmuster von CK 18 im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	+ / +	++ / +	++ / +	+ / +	++ / ++
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / nu	- / +	- / +	- / +	+ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +
Se	++ / +++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
Ge	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.



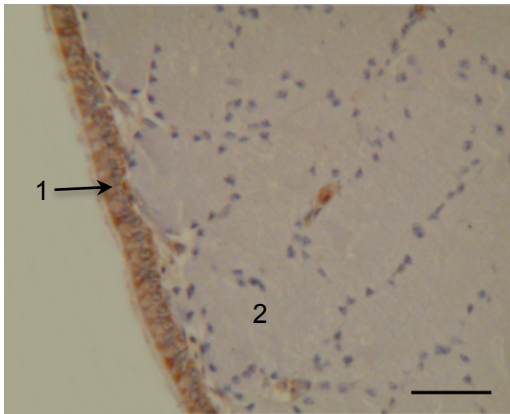


Bild 96: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.

Das Epithel (1) reagiert schwach bis deutlich positiv, die Drüsen (2) sind immunnegativ.



Bild 97: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.

Die Zilienzellen (1) mit den apikalen länglichen Kernen reagieren luminal deutlich positiv. Die sezernierenden Zellen (2) mit den basalen runden Kernen sind immunnegativ. Eine schwache Expression ist bei den Basalzellen (3) festzustellen. Die Drüsen (4) zeigen keine Expression.

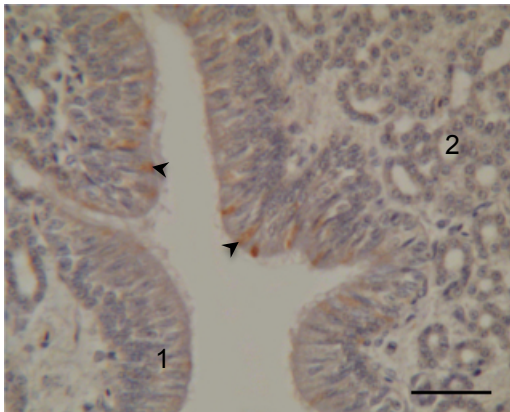


Bild 98: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.

Das Epithel (1) reagiert vereinzelt schwach positiv im luminalen Bereich (Pfeilspitzen). Die Drüsen (2) zeigen keine Immunreaktion.

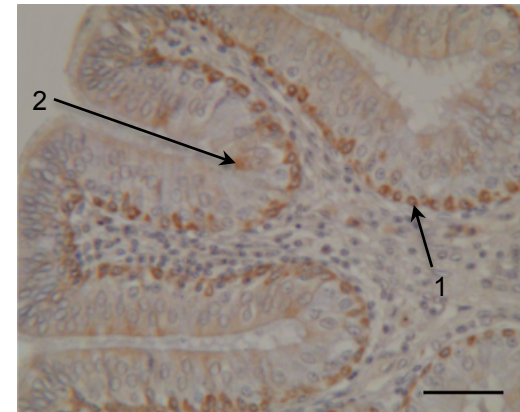


Bild 99: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.

Im Oberflächenepithel sind deutlich immunpositive Basalzellen (1) sowie schwach positive Zilienzellen (2).

### 3.9. Immunhistochemischer Nachweis von Zytokeratin 19

Alle Eileiterabschnitte mit Ausnahme der Vagina stellen sich immunnegativ dar. Im vaginalen Oviduktabschnitt ist es lediglich das Oberflächenepithel, welches eine deutliche Immunfärbung aufweist. Vor allem handelt es sich hier um die Basalzellen, denn die Zilienzellen sind nur schwach positiv zu erkennen.

**Tabelle 24: Expressionsmuster von CK 19 im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- / -	- / -	- / -	- / -	++ / ++
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / nu	- / -	- / -	- / -	- / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

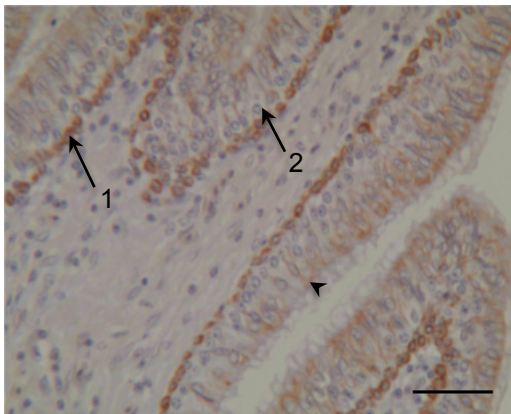


Bild 100: Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 19, SB = 40 µm.

Die Basalzellen (1) zeigen eine deutliche Expression. Zilienzellen (Pfeilspitzen) reagieren schwach positiv, sezernierende Zellen (2) sind immunnegativ.

### 3.10. Immunhistochemischer Nachweis von alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA)

Die Tunica muscularis mit ihrem inneren Stratum circulare und dem äußeren Stratum longitudinale ist in allen Oviduktanteilen stark immunpositiv für  $\alpha$ -SMA. Auch die Tunica media von Blutgefäßen zeigen eine stark positive Immunexpression.  $\alpha$ -SMA lässt sich weder im Oberflächenepithel noch im Drüsenepithel der untersuchten Tiere feststellen. Auch Stroma und Serosa sind in allen Eileiterabschnitten immunnegativ.

**Tabelle 25: Expressionsmuster von  $\alpha$ -SMA im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE ZZ	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
OfE SZ	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
OfE BZ	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Ge	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.



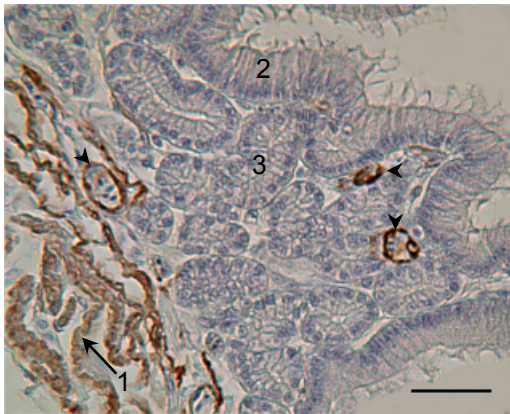


Bild 101: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von  $\alpha$ -SMA. SB = 40  $\mu$ m.

Muskularis (1) und Gefäßmuskulatur (Pfeilspitzen) zeigen eine stark positive Expression. Epithel (2) und Drüsen (3) sind immunnegativ.

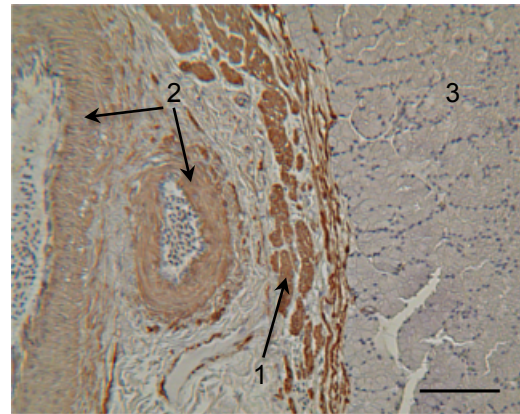


Bild 102: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von  $\alpha$ -SMA. SB = 100  $\mu$ m.

Sowohl die innere Ringmuskulatur (1) als auch die Tunica media der größeren Blutgefäße (2) reagieren stark immunpositiv. Drüsen (3) sind immunnegativ.

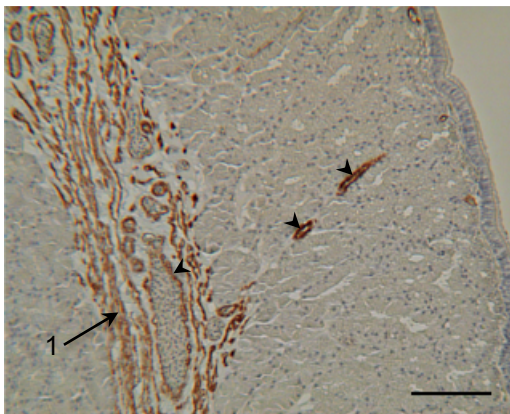


Bild 103: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von  $\alpha$ -SMA. SB = 100  $\mu$ m.

Die glatte Muskulatur der Muskelschicht (1) und der Gefäßwände (Pfeilspitzen) zeigt eine stark positive Expression. Das restliche Gewebe reagiert immunnegativ.

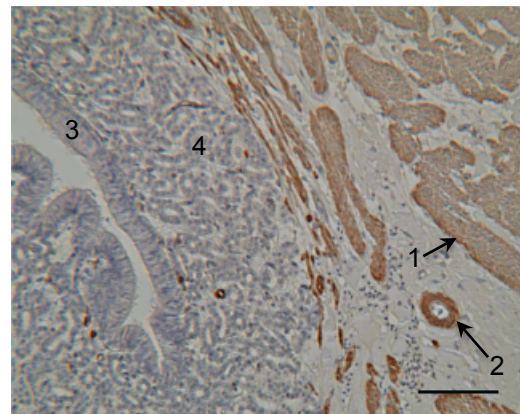


Bild 104: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von  $\alpha$ -SMA. SB = 100  $\mu$ m.

Die Tunica muscularis (1) und die Gefäßmuskulatur (2) weist eine stark positive Immunexpression auf. Epithel (3) und Drüsen (4) sind immunnegativ.

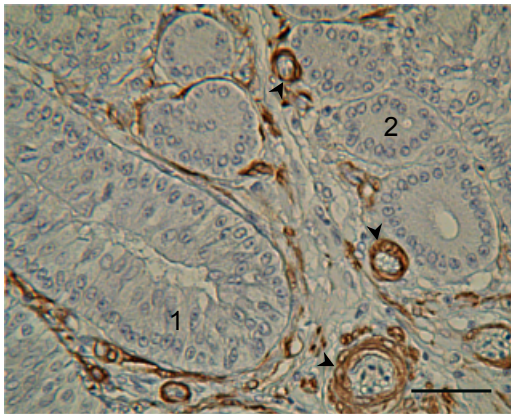


Bild 105: Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von  $\alpha$ -SMA. SB = 40  $\mu$ m.

Epithel (1) und uterovaginale Drüsen (2) sind immunnegativ. Stark positiv zeigt sich die vaskuläre Tunica media (Pfeilspitzen).

### 3.11. Immunhistochemischer Nachweis von non-muscle myosin (NMM)

Die Expression von non-muscle myosin ist in allen Eileiterabschnitten immunpositiv. Im Oberflächenepithel ist die stärkste Immunfärbung im Magnum der geschlechtsreifen Straußen vorhanden. Die Drüsenanlagen der nicht geschlechtsreifen Vögel sind generell stärker immunpositiv als die Drüsen der geschlechtsreifen Tiere. Eine durchwegs deutlich bis starke Immunfärbung ist in der Tunica muscularis und in den Blutgefäßen zu erkennen. Negativ zeigt sich nur die Basalmembran.

**Tabelle 26: Expressionsmuster von NMM im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / +++	++++ / +++	++ / ++	+++ / +++	+ / +++
Zi	++ / ++	++ / ++	++ / ++	+ / ++	++ / ++
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	++ / nu	+ / +++	+ / +++	++ / +++	+++ / nu
Str	++ / ++	++ / ++	++ / ++	+ / ++	++ / ++
TM	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++
Se	+++ / +++	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / ++
Ge	+++ / +++	+++ / +++	+++ / +++	++ / +++	+++ / +++

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

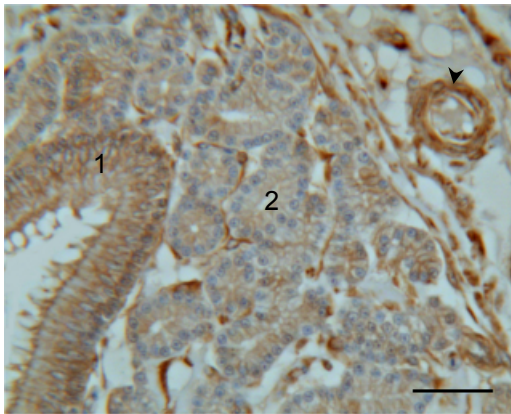


Bild 106: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von NMM. SB = 40 µm.

Das Epithel (1) und die Drüsen (2) reagieren schwach bis deutlich positiv. Die Gefäßmuskulatur (Pfeilspitzen) zeigt eine stark positive Expression.

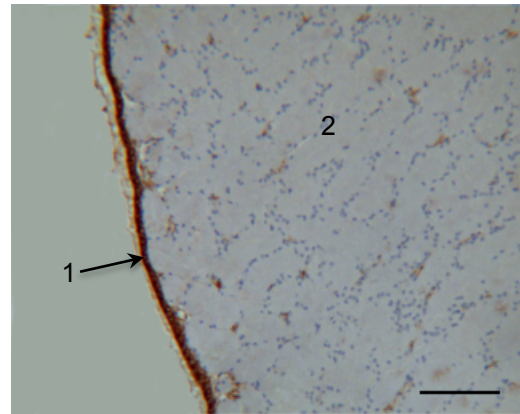


Bild 107: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von NMM. SB = 100 µm.

Das Oberflächenepithel (1) zeigt sich sehr stark immunpositiv. Die Drüsen (2) sind immunnegativ.

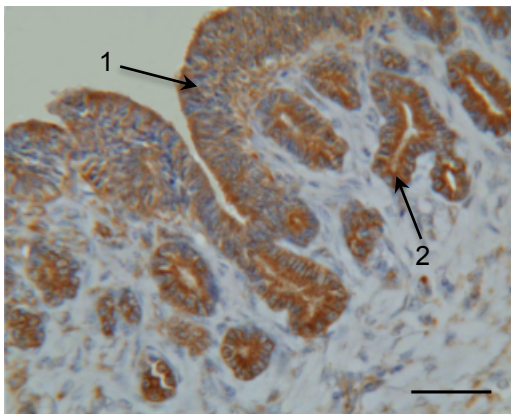


Bild 108: Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von NMM. SB = 40 µm.

Das Oberflächenepithel (1) reagiert schwach bis deutlich immunpositiv. Die Drüsenanlagen (2) zeigen eine starke Expression.

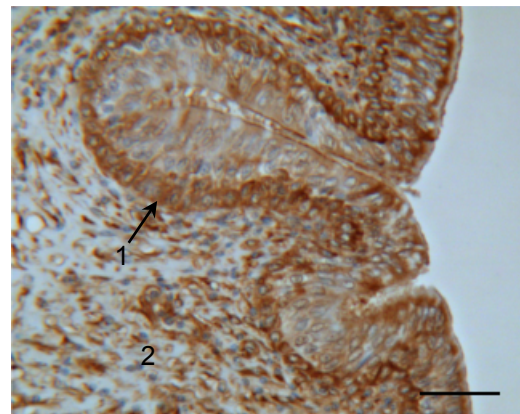


Bild 109: Eileiter, juveniler Strauß, Vagina, Nachweis von NMM. SB = 40 µm.

Die Basalzellen (1) zeigen sich stark immunpositiv. Auch das Stroma (2) reagiert mit einer stark positiven Expression.

### 3.12. Immunhistochemischer Nachweis von Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ )

Einzig in den Propriadrüsen des Uterus der geschlechtsreifen Laufvögel kann eine schwach positive Immunfärbung für Östrogenrezeptoren festgestellt werden. Alle anderen Gewebeanteile sind in ihrer Reaktion vernachlässigbar. Die Positivkontrollen vom Rindereileiter zeigen eine deutliche Immunfärbung für ER- $\alpha$ . Bei den Negativkontrollen wird keine Hintergrundfärbung festgestellt.

**Tabelle 27: Expressionsmuster von ER- $\alpha$  im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	- / -	- / -	- / -	+ / -	- / -
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
Se	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

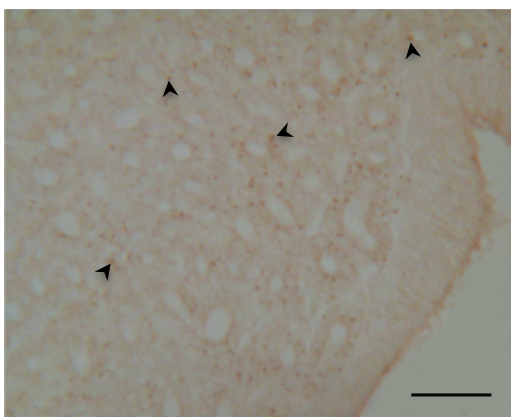


Bild 110: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von ER- $\alpha$ . SB = 40  $\mu$ m.

Eine schwach positive Expression ist in den Drüsen (Pfeilspitzen) zu verzeichnen.



### 3.13. Immunhistochemischer Nachweis von Progesteronrezeptor (PR)

Eine schwache bis deutliche PR-Immunfärbung ist in den Kernen des Oberflächenepithels zu beobachten. Ausgenommen davon ist das Oberflächenepithel der Vagina der juvenilen Tiere, welches vollkommen immunnegativ erscheint. Auffällig ist, dass sich bei den adulten Straußen vor allem die basalen Zellkerne im Epithel anfärben. Bei den juvenilen Tieren ist auch eine Immunfärbung der apikalen Kerne gut zu erkennen. Das Drüsenepithel ist bei den adulten Straußen deutlich in Infundibulum und Uterus, und schwach in der Vagina zu erkennen. Die Drüsenkerne der nicht geschlechtsreifen Strauße zeigen sich stark positiv für PR im Magnum, Isthmus und Uterus. Die Muskularis weist eine deutliche, die Serosa eine schwache Anfärbung in allen Eileiterabschnitten auf.

**Tabelle 28: Expressionsmuster von PR im Straußenovidukt**

Zellart/ Gewebeteil	Inf a/j	Mag a/j	Ist a/j	Ute a/j	Vag a/j
OfE	++ / +	+ / ++	+ / ++	+ / ++	+ / -
Zi	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
BM	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
DE	++ / nu	- / +++	- / +++	++ / +++	+ / nu
Str	- / -	- / -	- / -	- / -	- / -
TM	++ / +	++ / ++	++ / ++	++ / ++	++ / +
Se	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +	+ / +

a: adult, BM: Basalmembran, DE: Drüsenepithel, Ge: Gefäße, Inf: Infundibulum, Ist: Isthmus, j: juvenil, Mag: Magnum, nu: nicht untersucht, OfE: Oberflächenepithel, Se: Serosa, Str: Stroma, TM: Tunica muscularis, Ute: Uterus, Vag: Vagina, Zi: Zilien.

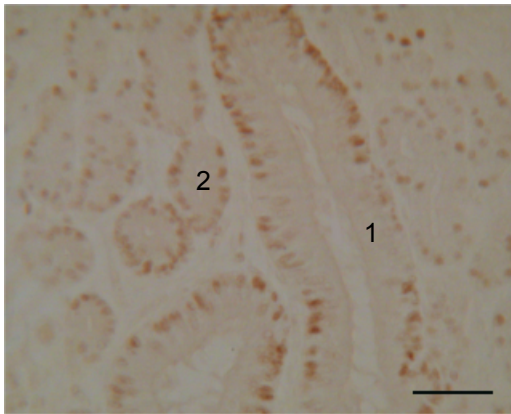


Bild 111: Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von PR. SB = 40 µm.

Die Zellkerne des Oberflächenepithels (1) und der Drüsen (2) zeigen sich deutlich immunpositiv.

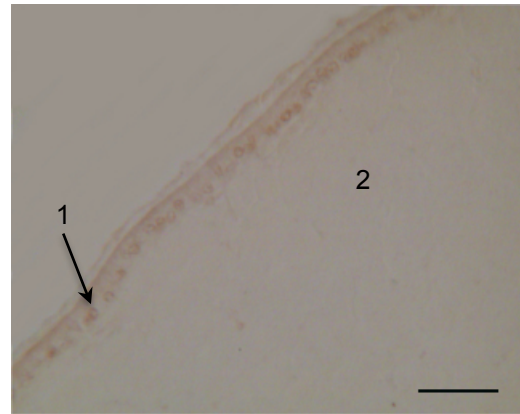


Bild 112: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von PR. SB = 40 µm.

Die Zellkerne des Oberflächenepithels (1) weisen eine schwache Expression auf. Die Drüsen (2) reagieren immunnegativ.

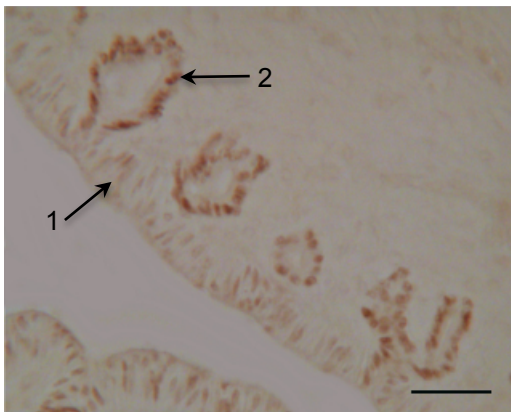


Bild 113: Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, Nachweis von PR. SB = 40 µm.

In den Kernen des Oberflächenepithels (1) ist eine deutliche Expression festzustellen. Die Drüsenanlagen (2) zeigen stark immunpositive Zellkerne.

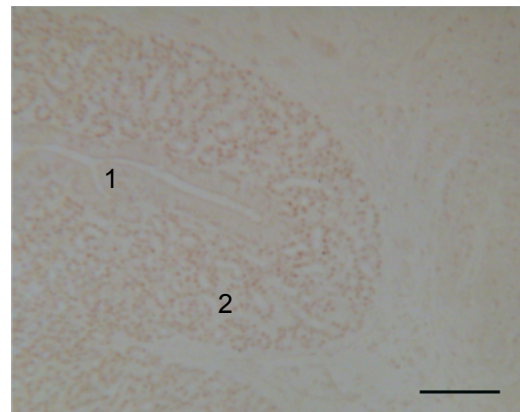


Bild 114: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von PR. SB = 100 µm.

Die Kerne des Oberflächenepithels (1) zeigen sich schwach immunpositiv. Die Drüsenzellkerne (2) reagieren deutlich immunpositiv.

## **4. Ergebnisse der Transmissionselektronenmikroskopie**

### **4.1. Ultrastruktur des Infundibulum**

Das Infundibulum weist beim adulten Strauß Epithelzellen mit unterschiedlich elektronendichtem Zytoplasma auf. Epithelzellen mit hellem Zytoplasma beinhalten vermehrt schwach elektronendichte Vakuolen, während Zellen mit dunklem Zytoplasma besonders reich an Mitochondrien sind. Die Zellen mit dunklem Zytoplasma zeigen auf der Oberfläche Mikrovillibesatz und haben Kerne, die eine unregelmäßige Form aufgrund von Einstülpungen der Zellkernmembran aufweisen. Im Vergleich dazu sind bei den Zellen mit hellem Zytoplasma größere, runde Zellkerne vorhanden. Kinozilien konnten auf der luminalen Zelloberfläche des Epithels mittels TEM nicht festgestellt werden. Die Epithelzellen liegen der in Wellen verlaufenden Basalmembran auf. Die Lamina propria mucosae wird von zahlreichen kollagenen Fasern durchzogen. In der Tunica muscularis sind glatte Muskelzellen mit unterschiedlich starker Elektronendichte ihres Zytoplasmas festzustellen. Es finden sich zahlreiche Mitochondrien, raues endoplasmatisches Retikulum (RER) und einzelne Golgi-Apparate in Kernnähe.



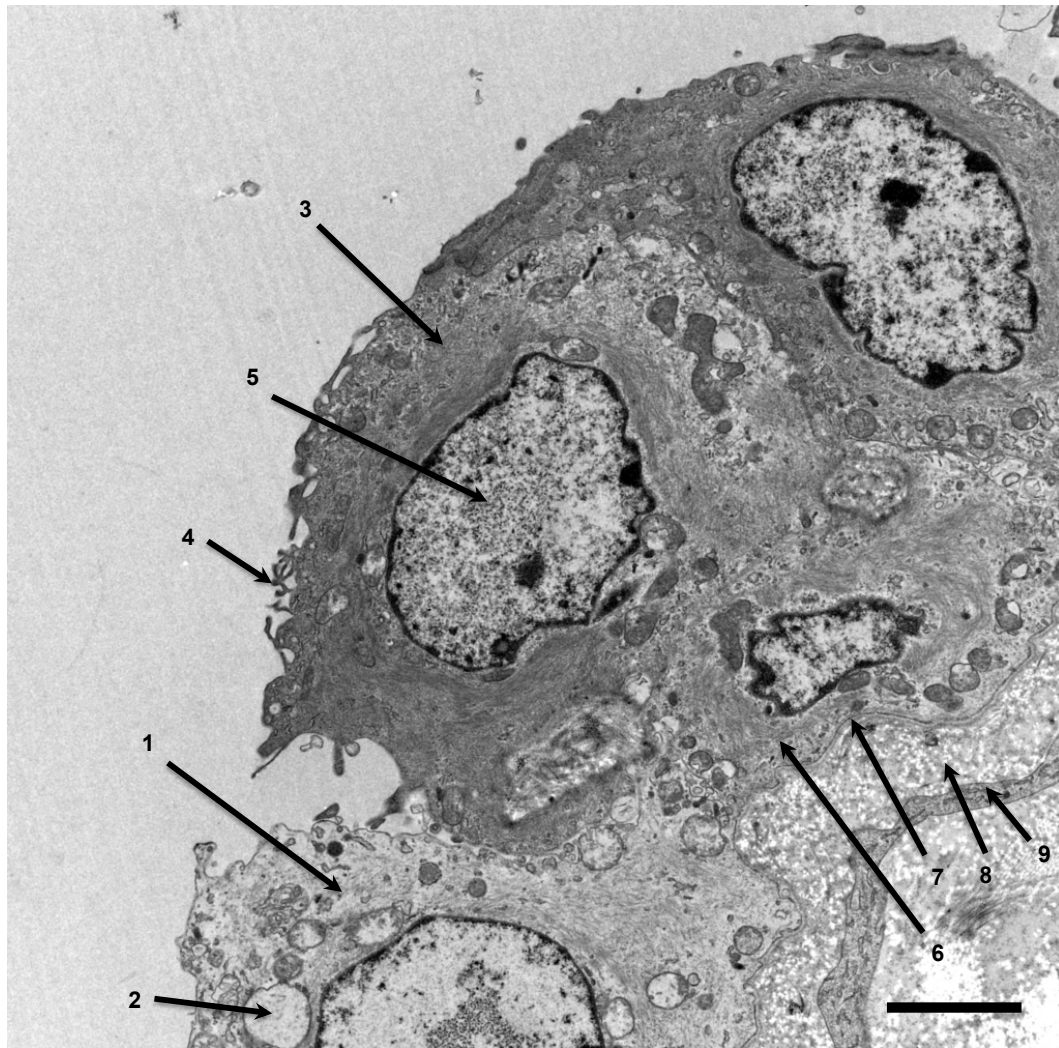


Bild 115: Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 2,5  $\mu\text{m}$ .

In Zellen mit hellem Zytoplasma (1) befinden sich Vakuolen (2). Zellen mit dunklem Zytoplasma (3) zeigen auf ihrer luminalen Oberfläche Mikrovilli (4) und unregelmäßig geformte Kerne (5). Im basalen Bereich liegt eine Zelle (6), die zahlreiche Mitochondrien enthält, der wellenförmig verlaufenden Basallamina (7) auf. Im Stroma befinden sich zwischen kollagenen Fasern und amorpher Grundsubstanz (8) Fibrozyten (9) mit lang ausgezogenen Ausläufern.

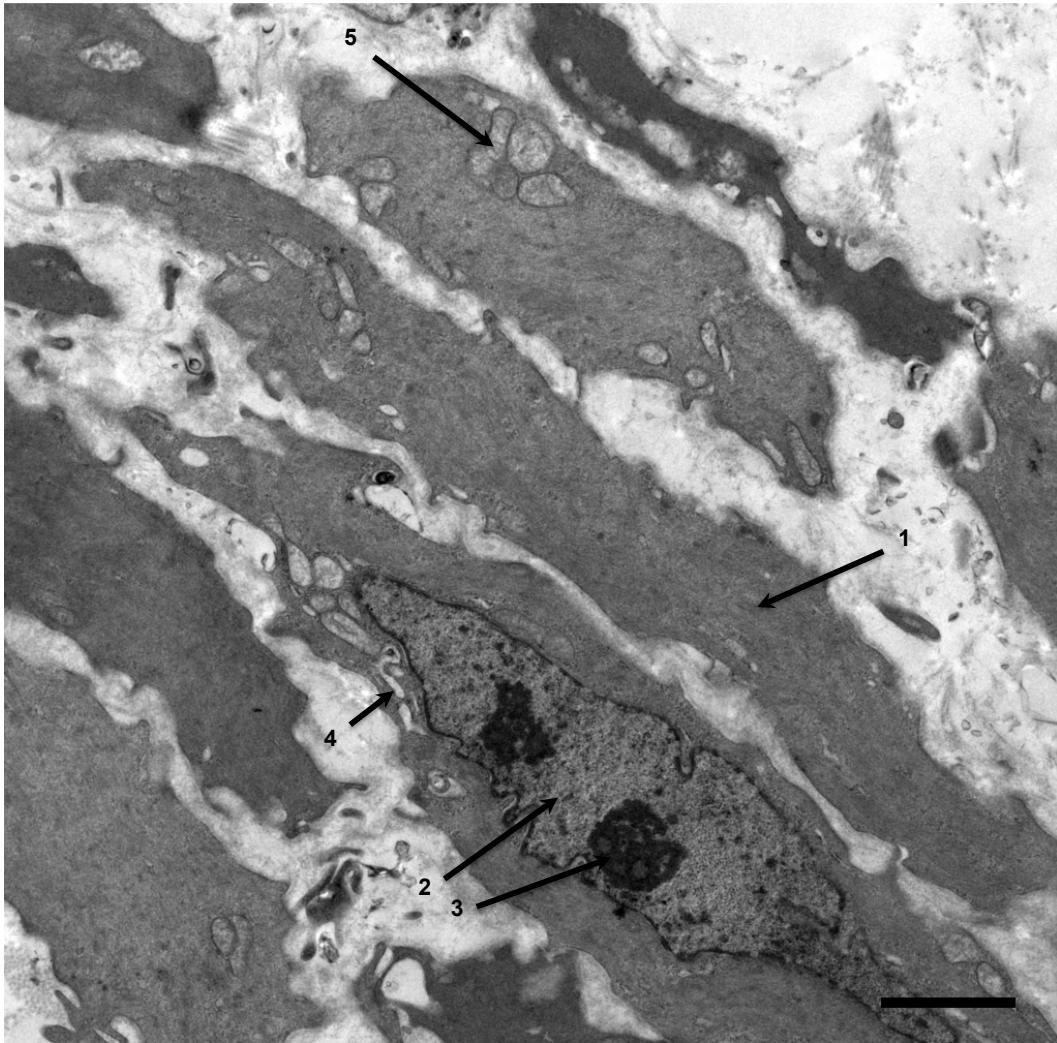


Bild 116: Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Tunica muscularis, TEM. SB = 2,5 µm.

Die glatten Muskelzellen (1) weisen einen länglichen Kern (2), hier mit zwei Nucleoli (3) auf. In Kernnähe befindet sich der Golgi-Apparat (4). Im Zytoplasma der glatten Muskelzellen befinden sich Mitochondrien (5) und zahlreiche Filamente.

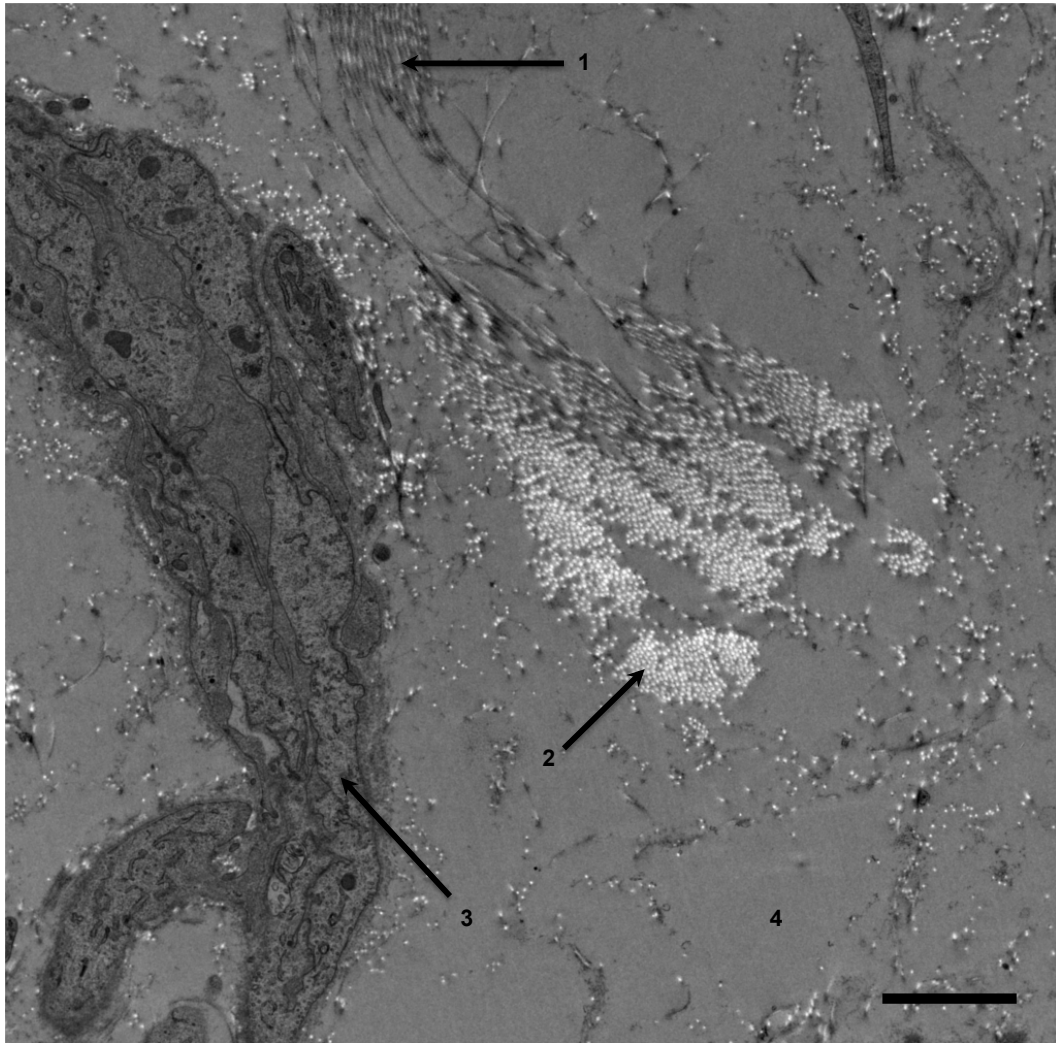


Bild 117: Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Stroma, TEM. SB = 2,5 µm.

Im Interstitium befinden sich kollagenen Fasern, welche im Längs- (1) und im Querschnitt (2) zu erkennen sind. Zellausläufer von Fibrozyten (3) ziehen durch den Interzellularraum (4).

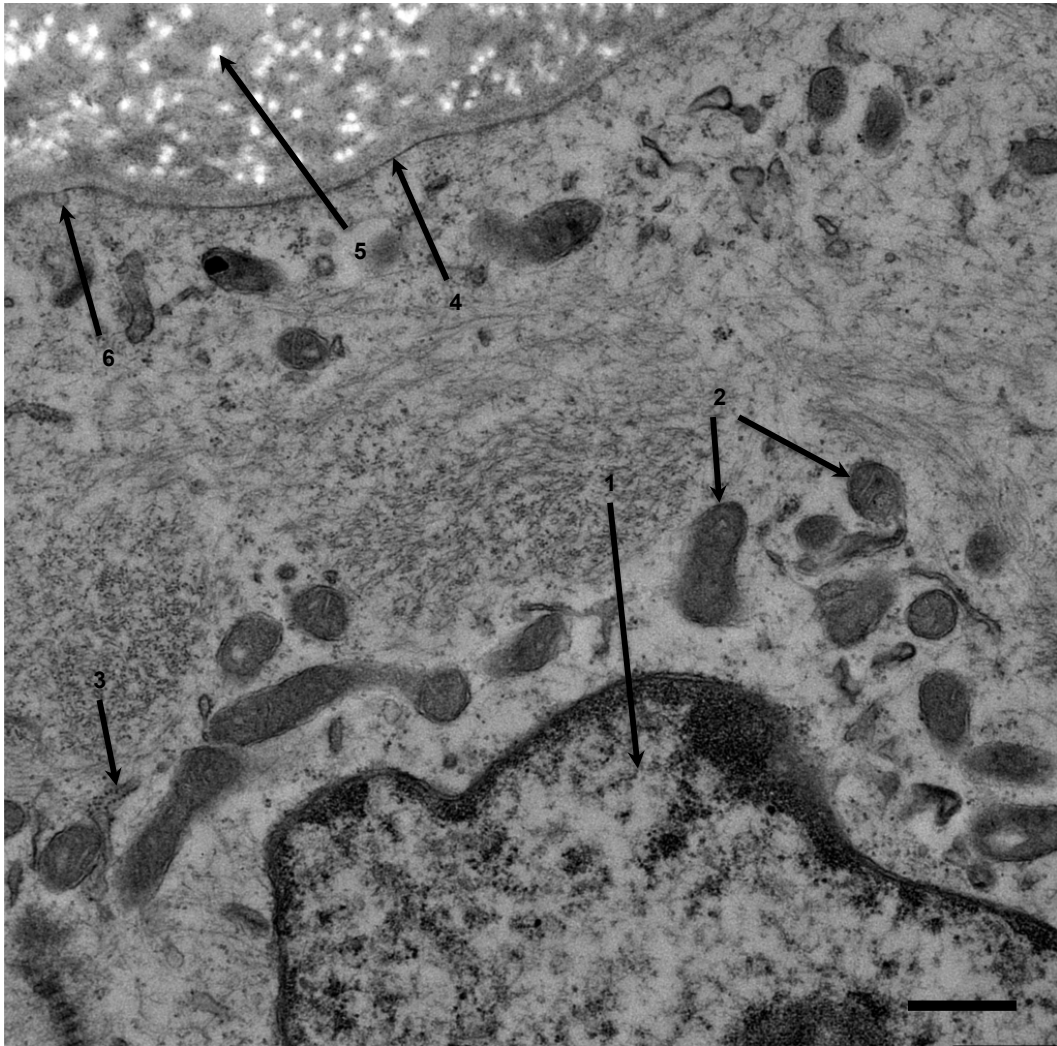


Bild 118: Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 0,5  $\mu\text{m}$ .

Der Kern der Epithelzelle (1) ist von Mitochondrien vom Crista-Typ (2) und rauem endoplasmatischen Reticulum (3) umgeben. Die Basallamina (4) ist deutlich zu erkennen, ebenso der stattfindende Endozytosevorgang (6). Die kollagenen Fasern (5) sind quer angeschnitten zu erkennen.

#### **4.2. Ultrastruktur des Magnum**

In den sekretorischen Zellen des Oberflächenepithels des Magnums befinden sich bei den geschlechtsreifen Straußen dicht gepackte, membranumhüllte Vakuolen, die mit zahlreichen Granula gefüllt sind und sich in das Lumen vorwölben. Auffallend ist die unterschiedliche Beschaffenheit der Granula. Neben schwach und mäßig elektronendichten Granula gibt es auch einzelne stark elektronendichte Granula und Granula, die ein körniges Aussehen haben. Auf der Epitheloberfläche befinden sich Mikrovilli und Kinozilien.

Die trichterförmigen Drüsenzellen des Magnums ordnen sich kreisförmig an, und formen so das Drüsenlumen. An ihrem apikalen Ende weisen sie Mikrovilli auf. Die Kerne reihen sich längs am basalen Ende der Zellen aneinander. Die Form der Kerne ist rund-oval. Die Nucleoli sind sowohl im Zentrum der Zelle als auch am Zellrand an der Kernmembran zu finden. Sekretorische Granula, die teilweise mit stark elektronendichtem Material gefüllt sind, liegen frei im Zytoplasma. Raues endoplasmatisches Retikulum befindet sich in der Nähe des Drüsenkerns. Kollagene Fasern ziehen durch das Stroma.

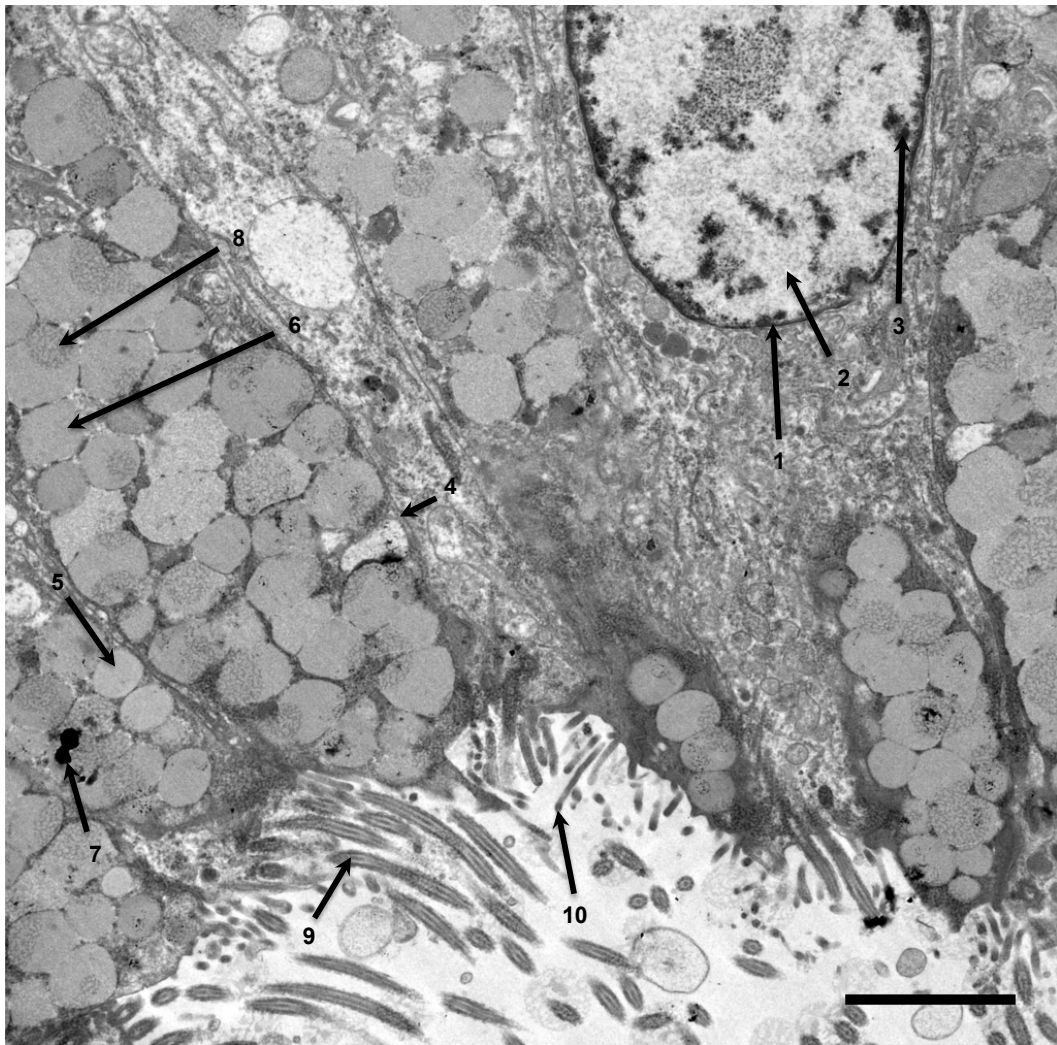


Bild 119: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 2,5  $\mu\text{m}$ .

Die Nuclei (1) weisen Bereiche mit Euchromatin (2) und Heterochromatin (3) auf. In sekretorischen Zellen umhüllt eine Membran (4) Aggregate von Granula mit geringer (5), mäßiger (6) und starker (7) Elektronendichte. Granula mit körniger Struktur (8) heben sich ab. Kinozilien (9) und Mikrovilli (10).



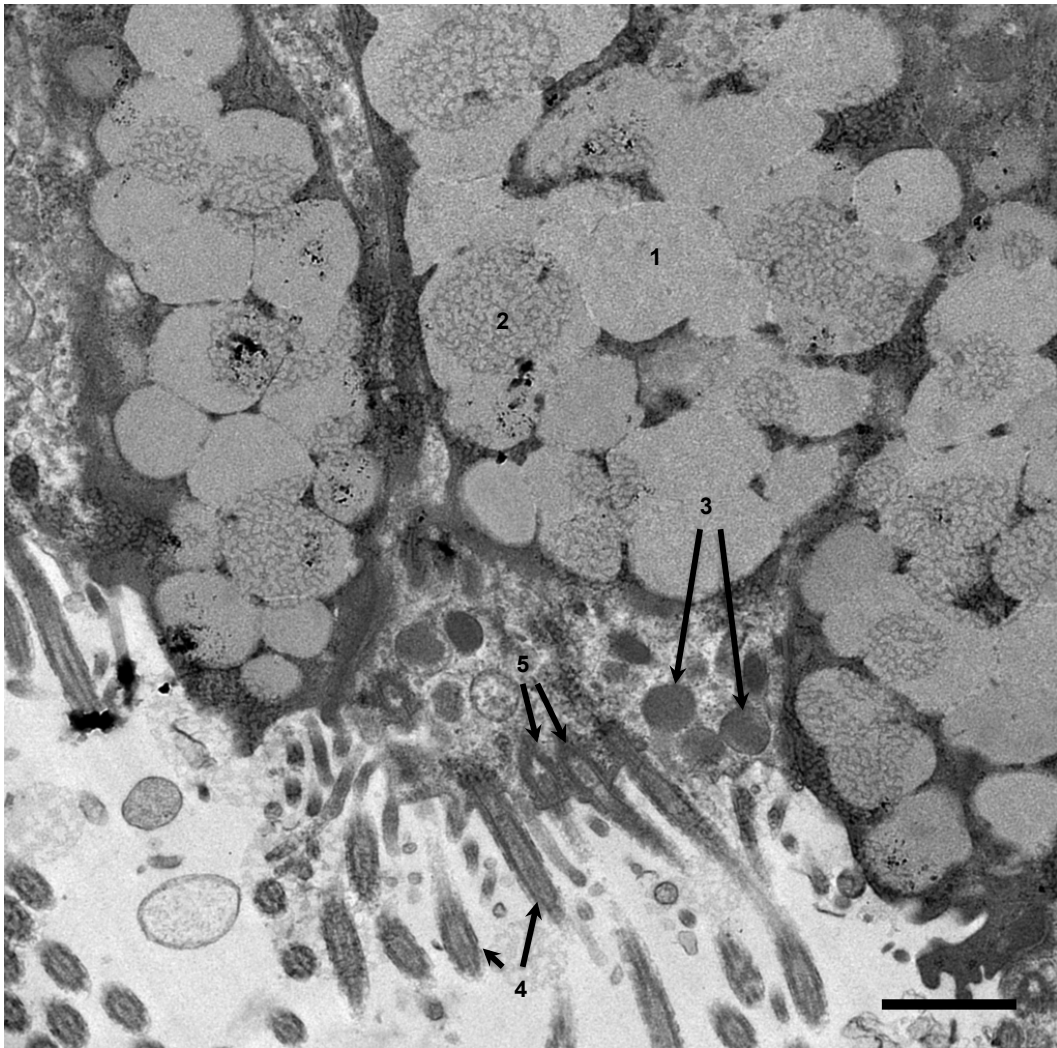


Bild 120: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 1,0  $\mu\text{m}$ .

Sekretorische Epithelzellen enthalten Vakuolen mit mäßiger Elektronendichte (1) und Granula mit körniger Struktur (2). Sekretorische Granula (3). Kinozilien (4) mit Basalkörperchen (5).



Bild 121: Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Drüsenepithel und Stroma, TEM. SB = 2,5  $\mu\text{m}$ .

Der Zellkern (1) besitzt Nucleoli (2) und weist Bereiche mit Euchromatin (3) und Heterochromatin (4) auf. Sekretorische Granula (5) mit variierender Elektronendichte finden sich frei im Zytoplasma mit zum Teil körnigem, stark elektronendichten Material (6). Raues endoplasmatisches Retikulum (7) ist in Kernnähe zu finden. Im Stroma sind kollagene Fasern (8) zu erkennen.



### 4.3. Ultrastruktur des Isthmus

Die Drüsen des Isthmus sind gekennzeichnet durch das massenhafte Auftreten von großen Vakuolen, die mit einem Inhalt von mäßiger Elektronendichte gefüllt sind. Sie füllen nahezu das gesamte Zytoplasma aus. Stark elektronendichte Granula sind einzeln, oder in großen, membranumhüllten Paketen zu finden.

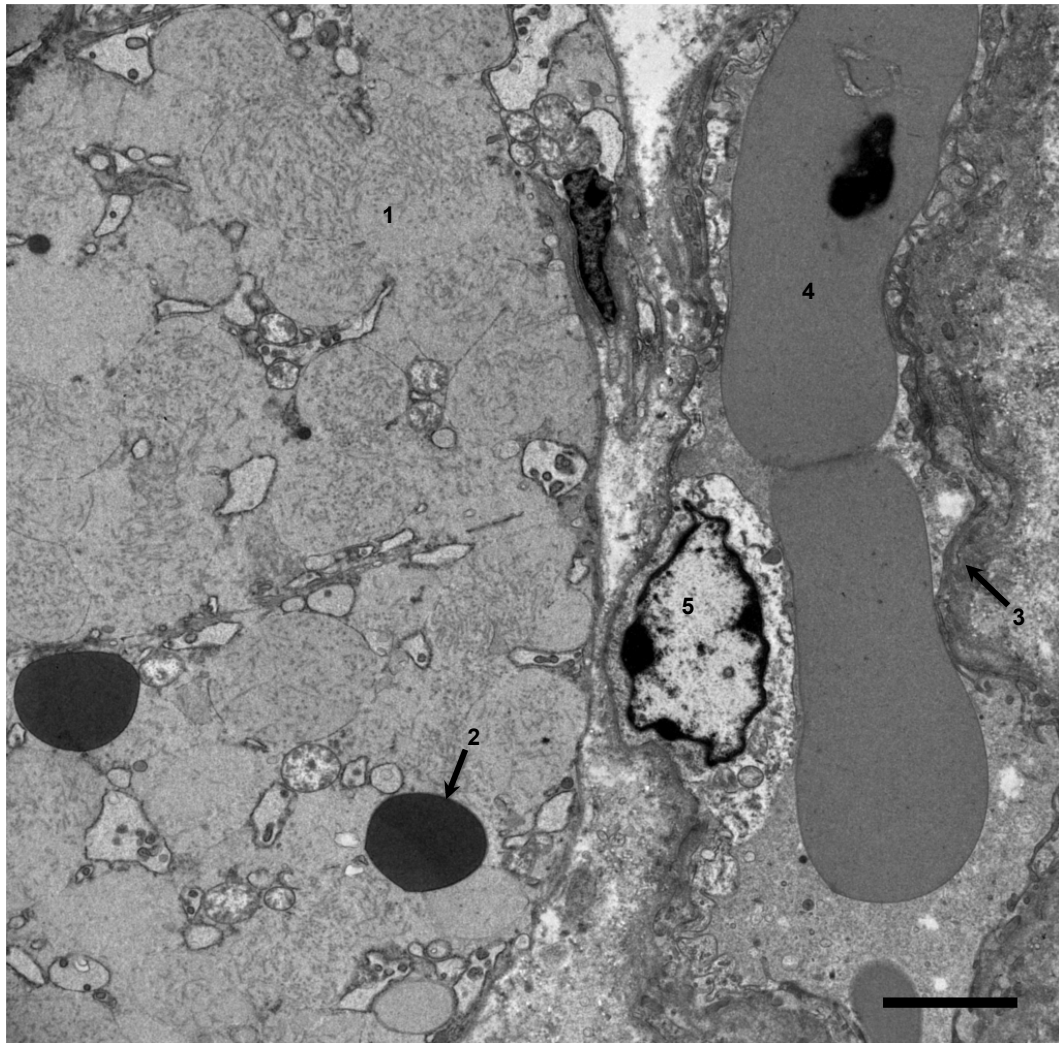


Bild 122: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Drüsenepithel und Stroma, TEM. SB = 2,5 µm.

In den Drüsen sind massenhaft elektronenlucente Vakuolen (1) vorhanden, bei denen es sich wahrscheinlich um Lipidtropfen handelt. Einige stark elektronendichte Körper (2) sind zu erkennen. Im Stroma befindet sich ein Blutgefäß (3) mit darin enthaltenen kernhaltigen Erythrozyten (4) und einem Lymphozyt (5).

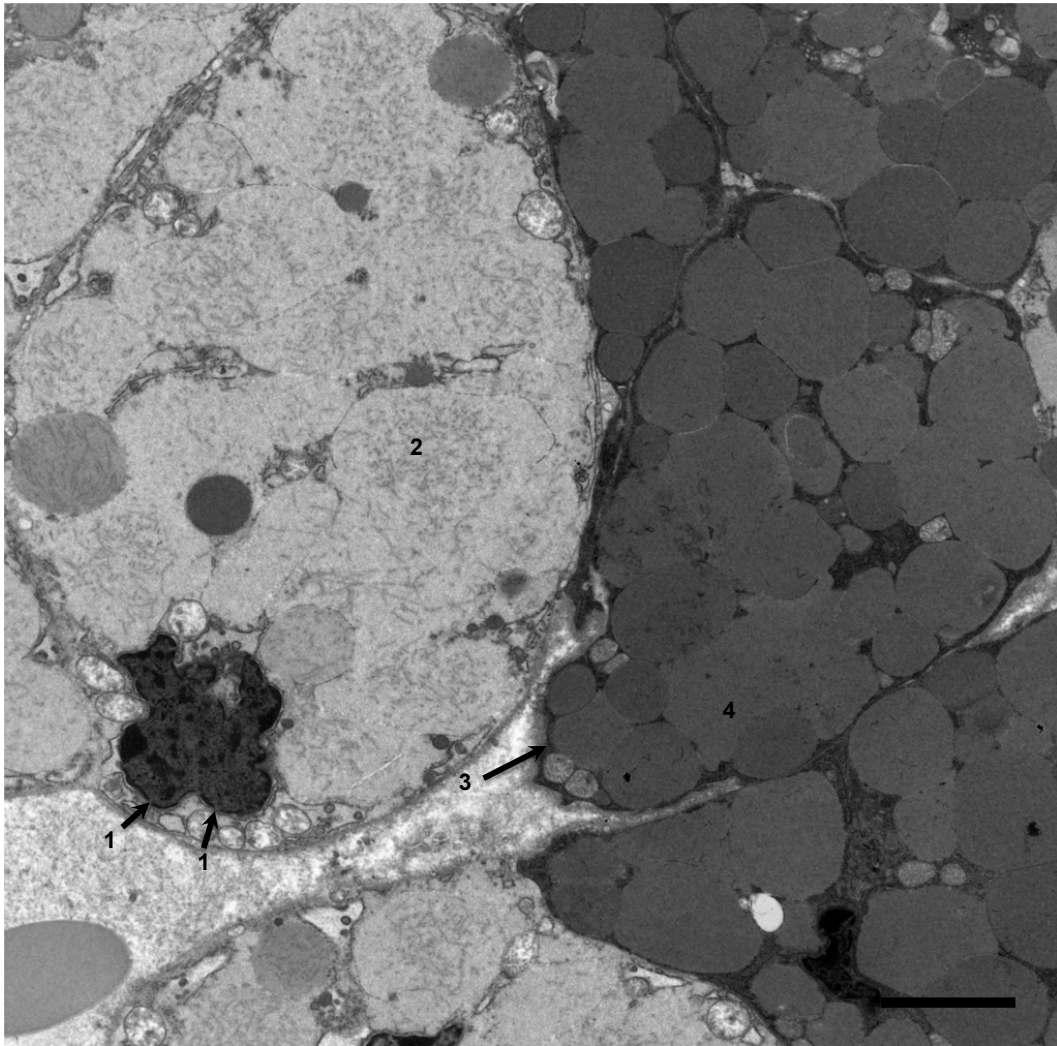


Bild 123: Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Drüsenepithel, TEM. SB = 2,5  $\mu\text{m}$ .

In der Kernmembran sind Poren (1) zu erkennen. Es sind zahlreiche Sekretvakuolen (2) vorhanden. Die benachbarte Zelle weist Vakuolen unterschiedlicher Größe und wesentlich höherer Elektronendichte auf (4). Zellmembran (3).

#### 4.4. Ultrastruktur des Uterus

Die Drüsenzellen liegen locker gepackt im Stroma. Die Kerne der Drüsenzellen liegen basal, zeigen eine runde Form und enthalten gut entwickeltes randständiges Heterochromatin. Auffällig ist die zahlreiche Präsenz von Vakuolen im Zytoplasma der Drüsenzellen.

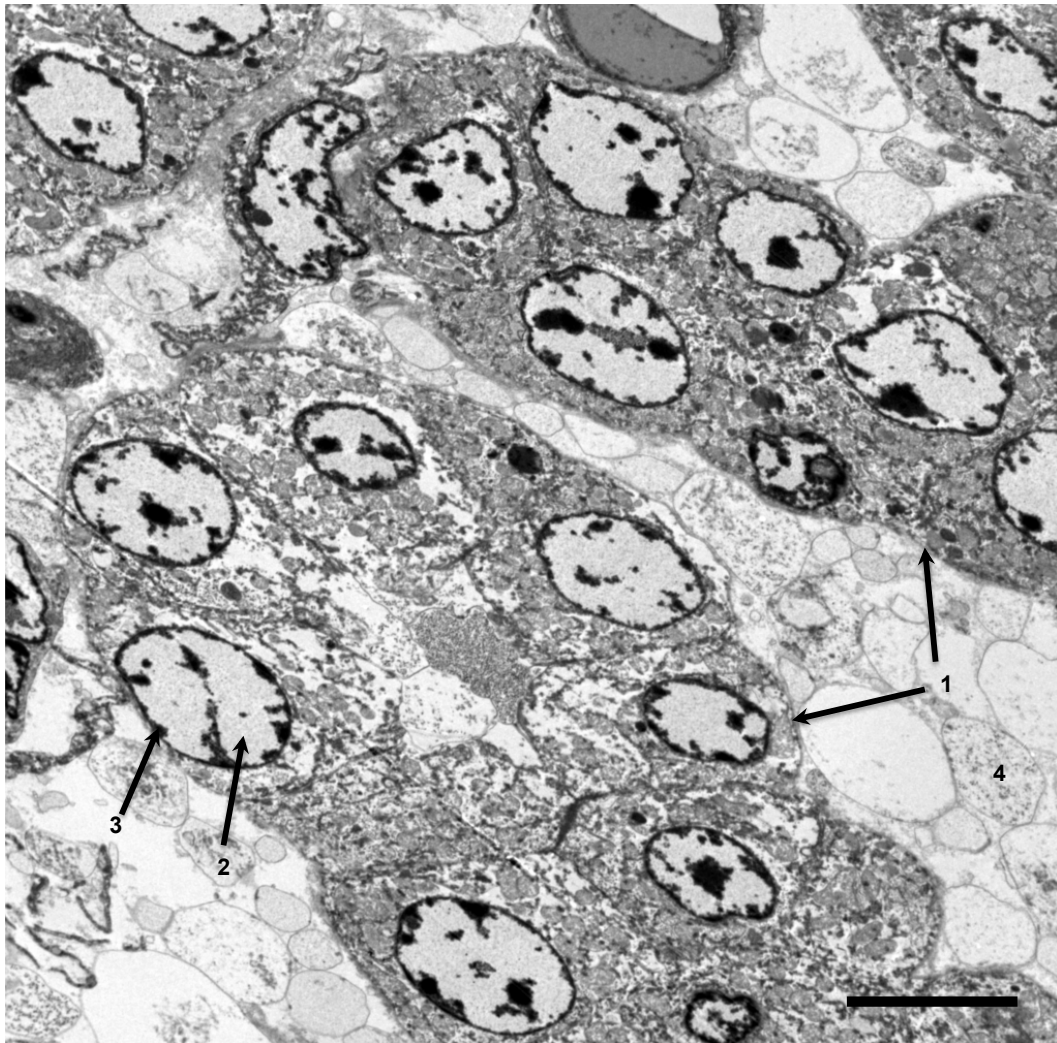


Bild 124: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Drüsenepithel, TEM. SB = 5,0  $\mu\text{m}$ .

Die Drüsenzellen (1) liegen locker gepackt im Stroma (4). Die Kerne lassen Euchromatin (2) und gut entwickeltes, randständiges Heterochromatin (3) sowie häufig gut ausgebildete Nukleoli erkennen.

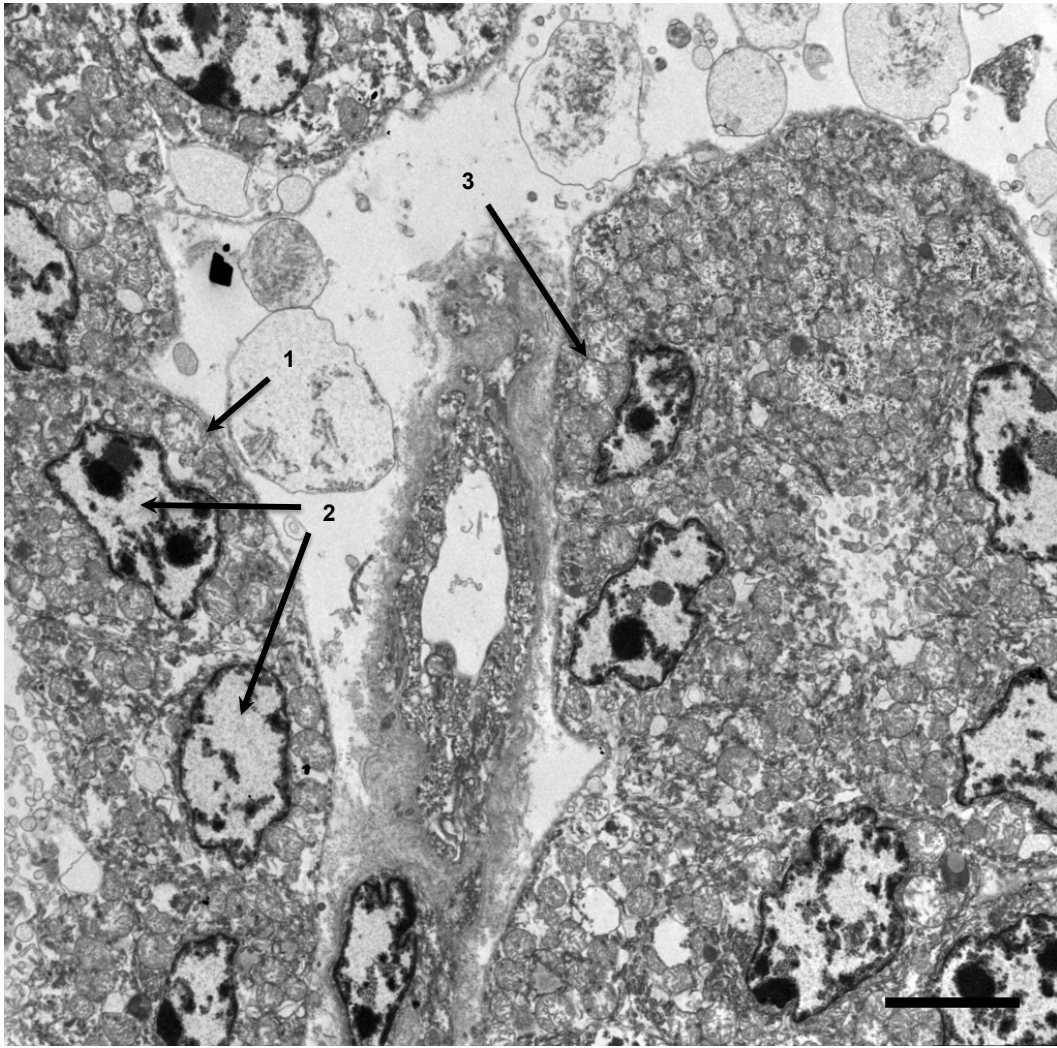


Bild 125: Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Drüsenepithel, TEM. SB = 2,5  $\mu\text{m}$ .

Die Drüsenzellen (1) enthalten basal gelegene Kerne (2). Das Zytoplasma ist gefüllt mit zahlreichen Vakuolen mit nur mäßig elektronendichtem Inhalt (3).

## V. DISKUSSION

### 1. Diskussion der histomorphologischen Untersuchungen

In der vorliegenden Arbeit wurde der Eileiter des Straußes (*Struthio camelus*) histologisch, glyko- und immunhistochemisch sowie ultrastrukturell untersucht. Die Probenahme erfolgte an insgesamt 10 Tieren im Alter von 16-18 Monaten. Acht der untersuchten Tiere zeigten Geschlechtsreife, wobei drei von ihnen zum Zeitpunkt der Schlachtung ein Ei mit Kalkschale im Uterus trugen. Die Tatsache, dass diese verhältnismäßig jungen Tiere geschlechtsreif vorgefunden wurden, scheint ungewöhnlich, erlangen doch Afrikas wild lebende Strauße erst mit einem Alter von zwei bis vier Jahren Geschlechtsreife (HICKS-ALLDREDGE, 1998). Allerdings stellten auch KISTNER & REINER (2004) fest, dass in Europa domestizierte Strauße ihre Geschlechtsreife durch gezielte Zucht und optimierte Haltungsbedingungen bereits mit eineinhalb bis zwei Jahren erreichen. Somit handelt es sich bei den in Deutschland gehaltenen und zum Zwecke dieser Arbeit untersuchten Straußen aus kommerzieller Haltung um sehr früh geschlechtsreife Tiere. Zwei der untersuchten Strauße zeigten keine Geschlechtsreife und erlaubten somit einen direkten Vergleich zu den adulten Vögeln.

Bei makroskopischer Betrachtung konnten am ausschließlich links ausgebildeten Eileiter die fünf Abschnitte, nämlich Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina entsprechend den Angaben in der Literatur (SCHWARZ, 1969a; SALOMON & KRAUTWALD-JUNGHANNS, 2008; KÖNIG et al., 2009) unterschieden werden. Sowohl das Ligamentum ventrale als auch das Ligamentum dorsale waren vorhanden. Das beim Emu (REED et al., 2010) und beim Nandu (PARIZZI, 2008) beschriebene Ligamentum craniale konnte in den vorliegenden Straußeneileitern nicht eindeutig identifiziert werden.

Ein deutlicher Größenunterschied des Eileiters zwischen den geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Tieren war festzustellen. Messungen ergaben eine Gesamtorganlänge von ca. 50 cm beim nicht geschlechtsreifen Eileiter, während die Länge des Eileiters der geschlechtsreifen Tiere ca. 122 cm betrug. Die Länge des von mir gemessenen Legedarms der geschlechtsreifen Tiere stimmt mit den Ergebnissen von SHARAF et al. (2012) überein, die von einer Eileiterlänge von 122-157 cm bei adulten, 72 Monate alten Straußen berichten. Einen Eindruck von

der Größe des entwickelten Straußeneileiters gewinnt man durch den Vergleich mit anderen Vogelarten. Unter den Laufvögeln zeigt der Eileiter des Nandus mit einer Durchschnittslänge von 122 cm eine ähnliche Größe wie der Eileiter des Straußes. Deutlich kürzer ist der Eileiter beim Emu (REED et al., 2010) mit einer Länge von ca. 31 cm. Das Huhn mit einer Gesamteileiterlänge von 65 cm liegt hierbei sogar deutlich über der Länge des Emus (KÖNIG et al., 2009).

Makroskopisch zeigt sich die Eileiterschleimhaut in verschiedenen Rosatönen, wobei Magnum und Isthmus blassrosa, Infundibulum, Uterus und Vagina in dunklem, bräunlichem Rosa erscheinen. Auch AITKEN (1971) berichtet von einer Magnumschleimhaut, die sich durch seine trüb-weiße Farbe deutlich vom Infundibulum abgrenzt. Die Schleimhaut des Straußes ist in Falten geworfen, die sich von kranial nach kaudal hin vertiefen und einen spiraligen, longitudinalen Verlauf haben. Im Uterus bilden sich zudem Querfalten, die für ein lamellenartiges Relief in dieser Region sorgen. Diese Beobachtungen finden sich auch beim Huhn (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE, 2010).

Wie in der Literatur beschrieben besteht das Infundibulum beim Vogel aus einem trichterförmigen kranialen Teil und verjüngt sich dann zu einem röhrenförmigen kaudalen Teil (SCHWARZ, 1969b; KÖNIG et al., 2009; SHARAF et al., 2012). Obwohl SCHWARZ (1969b) beim Huhn den Trichterrand als glatt und ohne Fimbrien beschreibt, erwähnen BAKST & HOWARTH (1975) und KÖNIG et al. (2009) kleine Fimbrien am Trichterrand des Huhnes. PARIZZI (2008) berichtet von dünnen, langen Fimbrien am Trichterteil des Infundibulums des Nandus. Beim Strauß konnten in der vorliegenden Arbeit keine Fimbrien festgestellt werden, und auch in verschiedenen Berichten über den Straußeneileiter bleiben Fimbrien am Trichterrand unerwähnt (SABER et al., 2009; SHARAF et al., 2012).

Das röhrenförmige Magnum des Straußes macht den längsten Teil des Eileiters aus und entspricht somit den Beobachtungen von SABER et al. (2009) und SHARAF et al. (2012) beim Strauß und von SCHWARZ (1969b) beim Huhn. Während beim Strauß in der vorliegenden Arbeit das Magnum ca. 41 % der gesamten Eileiterlänge ausmacht, finden sich in der Literatur Abgaben zum Huhn von über 50 % (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Anders sind die Verhältnisse beim Emu, bei dem das Magnum mit 15 % der gesamten Eileiterlänge außerordentlich kurz ist (REED et al., 2011). Die Schleimhautfalten des Straußes wirken prall

gefüllt und erscheinen lediglich primär gefältelt. In gleicher Weise berichten SCHWARZ (1969b) und AITKEN (1971) über das Magnum des Huhnes von Schleimhautfalten, welche glatt sind und keine sekundäre Fältelung aufweisen. BACHA & BACHA (2000) wiederum beschreiben das Magnum des Huhnes dagegen als tertiär gefältelt. Möglicherweise ist diese Diskrepanz im Zusammenhang mit der Eiablage zu sehen. WEYRAUCH et al. (2009) berichten, dass nach der Passage des Eies leere Drüsen und eine tiefe Fältelung der Magnumschleimhaut zu erkennen sind.

Der Isthmus des Straußes zeigt sich, ähnlich wie es auch beim Huhn (KÖNIG et al., 2009) beschrieben ist, als kürzester Abschnitt des Eileiters und besitzt zu Beginn eine Einengung seines Lumens. Der Emu allerdings hat nicht nur ein sehr kurzes Magnum, sondern seine Isthmuslänge, die mehr als 17 % der Gesamteileiterlänge ausmacht, übertrifft sogar die Länge des Magnums (REED et al., 2010). In der vorliegenden Arbeit beträgt die Länge des Straußenisthmus ca. 10 % des gesamten Eileiters. Eine Pars translucens isthmi, wie sie beim Huhn (SCHWARZ, 1969b; DRAPER et al. 1972; KÖNIG et al., 2009) zu finden ist, konnte beim Strauß nicht festgestellt werden.

Der Uterus ist beim Strauß makroskopisch der Eileiterabschnitt mit dem größten Lumen und entspricht somit den Angaben zum Vogeleileiter in der Literatur (SCHWARZ, 1969b). Wie beim Huhn (SCHWARZ, 1969b) verlaufen die Falten auch bei den untersuchten Straußen längs und quer und bilden somit blattartige Lamellen. Das dadurch entstehende Schleimhautrelief hinterlässt einen deutlich weniger wulstigen Eindruck als es im Magnum der Fall ist. In der vorliegenden Arbeit zeigt sich die Schleimhaut des Straußenuterus sekundär gefältelt und stimmt somit überein mit den Beobachtungen am Uterus des Massai-Straußes (MUWAZI, 1982).

Die Vagina als der letzte Abschnitt des Eileiters zeigt sich in der vorliegenden Arbeit als sehr muskulöser, röhrenförmiger Abschnitt und endet in der Kloake. Angaben in der Literatur beschreiben dies auch beim Huhn (SCHWARZ, 1969b). Die Wand in diesem Eileiterabschnitt ist bei den untersuchten Straußen die dickste des gesamten Oviduktes, wie dies auch von SABER et al. (2009) gefunden wurde. Die vaginalen Schleimhautfalten der untersuchten Straußen zeigen sich als besonders lang und schlank mit sekundärer Fältelung, wie es auch beim Huhn (SCHWARZ, 1969b; LIEBICH & KÖLLE, 2010) und beim Nandu (PARIZZI,

2008) berichtet wird. MUWAZI (1982) berichtet beim Massai-Strauß ebenfalls von dünnen Falten, allerdings mit nur geringfügiger Tendenz zur Verästelung.

Bei der mikroskopischen Beurteilung der Eileiterwand des Straußes zeigen sich die typischen Gewebeschichten, wie sie in der Literatur auch für andere Vogelspezies beschrieben werden (AITKEN, 1971; BACHA & BACHA, 2000; WAIBL & SINOWATZ, 2004; HUMMEL, 2000). Von innen nach außen können eine Tunica mucosa, eine Tunica muscularis und eine Tunica serosa festgestellt werden. Die Tunica mucosa lässt sich in ein luminal gelegenes Epithel und die darunter liegenden bindegewebigen Lamina propria mucosae unterteilen. Letztere enthält je nach Eileiterabschnitt charakteristische Drüsen.

Das Infundibulum des Straußes ist mit einem mehrreihigen, hochprismatischen Epithel ausgekleidet. Dies stimmt überein mit Angaben in der Literatur (MUWAZI, 1982; SABER et al., 2009). SCHWARZ (1969b) hingegen beschreibt beim Huhn, dass die Zellen des Epithels zunächst eine flache, dann eine isoprismatische und schließlich im kaudalen Infundibulum eine hochprismatische Form aufweisen. Das Epithel setzt sich aus Zilienzellen und sekretorischen Zellen zusammen, wie es auch beim Hausgeflügel (BAKST, 1998; WEYRAUCH et al., 2009) und beim Nandu (PARIZZI, 2008) berichtet wird. Die sekretorischen Zellen finden sich vermehrt am Boden von Schleimhauteinstülpungen. Zumeist sind die Kerne in zwei Reihen angeordnet: Die basal gelegenen Kerne der sezernierenden Zellen sind durch ihre dunklere Färbung und ihre rund-ovale Form gekennzeichnet, die apikal gelegenen Kerne der Zilienzellen zeigen sich heller und länglicher. Ähnliche Befunde wurden von MUWAZI (1982) beim Massai-Strauß erhoben. Der Trichter des Infundibulums ist drüsenfrei, aber im röhrenförmigen Anteil des Infundibulums sind tubuläre Drüsen vorhanden. LIEBICH & KÖLLE (2010) geben an, dass dies für sämtliche bisher untersuchte Vogelspezies zutrifft. Die Zellen des Drüsenepithels der untersuchten Strauße zeigen teilweise eine trapezoide Form und weisen runde, basal gelegene Kerne auf. Bei den nicht geschlechtsreifen Tieren fällt auf, dass die Schleimhautfalten abgerundeter, von geringerer Höhe und weniger gefältelt erscheinen. Das bindegewebige Stroma zeigt sich wesentlich kompakter als bei adulten Straußen und färbt sich in den Standardfärbungen dementsprechend stärker an. MANNA (1995) berichtet beim Huhn über eine Alcianblau-positive Reaktion der von den Becherzellen produzierten Mukosubstanzen im Infundibulum sowohl bei pH 1,0



als auch bei pH 2,5. Auch SABER et al. (2009) schreibt von einem Alcianblau-positiven apikalen Zytoplasma des Infundibulums des eierlegenden Straußes. Bei den in dieser Arbeit untersuchten Straußen ist das kraniale Infundibulum Alcianblau-negativ. Im Epithel des kaudalen Infundibulum hingegen liegt eine starke Reaktion für Alcianblau bei pH 2,5 und etwas abgeschwächer bei pH 1,0 vor. Die PAS-Reaktion ist bei den untersuchten geschlechtsreifen Straußen im luminalen Oberflächenepithel des kaudalen Infundibulums stark positiv. Die Literatur gibt beim Strauß eine stark positive PAS-Reaktion im apikalen Zytoplasma des Oberflächenepithels des Infundibulums an (SABER et al., 2009). Ebenso wird beim Huhn von einer positiven PAS-Reaktion der Mukosubstanzen des Infundibulums berichtet (MANNA, 1995). Im Oberflächenepithel des tubulären Infundibulum zeigen sich in der Trichrom-Färbung intrazellulär grüngefärbte Vakuolen, welche einen Hinweis auf vorhandene Mukosubstanzen geben.

Das Magnum der eierlegenden Strauße ist mit einem einfachen, hochprismatischen Epithel ausgekleidet, welches stellenweise mehrreihig erscheint. Beim Massai-Strauß (MUWAZI, 1982) wird dies ebenso beschrieben wie beim Nandu (PARIZZI, 2008). Beim Huhn zeigt das Epithel einige Modifikationen: Der Übergangsbereich von Infundibulum zum Magnum stellt sich hochprismatisch und mehrreihig dar und wird später einschichtig. Dieses einschichtige Epithel erscheint im kranialen Bereich des Magnum kubisch und im kaudalen Abschnitt hochprismatisch. (SCHWARZ, 1969b; AITKEN 1971; BACHA & BACHA, 2000; WEYRAUCH et al., 2009). Bei den untersuchten Straußen herrschen im Oberflächenepithel zwei Zelltypen vor. Zum einen sind zilientragende Epithelzellen zu erkennen, zum anderen sekretorische Becherzellen. Im einfachen, hochprismatischen Epithel liegen die Zellkerne basal in einer Reihe und sind von runder bis ovaler Form. An den Stellen wo sich das Epithel mehrreihig zeigt, sind, wie im Infundibulum, zusätzlich apikal gelegene Kerne von länglicher Form und hellerer Färbung auszumachen. Wie SCHWARZ (1969b) beim Huhn, ordne ich die apikalen, schlanken Zellen den Flimmerzellen zu, während die basal befindlichen, bauchigen Zellen die sekretorischen Zellen darstellen. In der Lamina propria mucosae befindet sich ein tubuläres, dicht gepacktes Lager aus Drüsen, welches das Bindegewebe stark verdrängt. Die gleiche Beobachtung kann WEYRAUCH et al. (2009) beim Huhn dokumentieren.

Die Drüsen der untersuchten Strauße stellen sich deutlich verzweigter und komplexer als im Infundibulum dar, so wie es MUWAZI (1982) auch beim Massai-Strauß beschreibt. Die Kerne des Drüsenepithels liegen basal, wie es auch beim Nandu der Fall ist (PARIZZI, 2008). Durch die stark angebildeten Drüsenpakete bilden sich sehr bauchige Primärfalten. Wie auch beim Huhn (KÖNIG et al., 2009), ist bei den untersuchten Straußen im Magnum keine Sekundärfältelung zu erkennen. Bei den juvenilen Straußen ist das Schleimhautepithel des Magnums mehrreihig und hochprismatisch. Zahlreiche tubuläre Drüsen, welche mit einem einfachen hochprismatischen Epithel mit Zilien ausgekleidet sind, ziehen in die Lamina propria mucosae. Die gleichen Beobachtungen wurden diesbezüglich von MADEKUROZWA (2002b) gemacht. Ein auffälliger Unterschied zwischen den geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Straußen ist mittels der Trichrom-Färbung darstellbar. Bei den eierlegenden Straußen sind die Drüsenzellen deutlich grün gefärbt. Teilweise sind auch grün angefärbte Bereiche im luminalen Zytoplasma des Oberflächenepithels auszumachen. Im Unterschied dazu wirken die Drüsenlumina der nicht geschlechtsreifen Tiere leer und sind von einem Drüsenepithel ausgekleidet, welches sich ebenso rötlich wie das Oberflächenepithel anfärbt. Dies ist ein deutlicher Hinweis, dass die Produktion von Mukosubstanzen bei den geschlechtsreifen Straußen voll im Gange ist, während die nicht geschlechtsreifen Strauße noch wenig sezernieren. Bei den geschlechtsreifen Straußen fällt eine sehr stark positive Alcianblau-Färbung der apikal gelegenen Vakuolen im Epithel auf, während die Drüsenpakete des Magnums der geschlechtsreifen Tiere und auch Oberflächenepithel und Drüsen der nicht geschlechtsreifen Tiere Alcianblau-negativ sind. Die Intensität der Anfärbung fällt bei pH 1,0 geringer aus als bei pH 2,5. SCHWARZ (1969b) berichtet beim Haushuhn anstatt von Vakuolen von einer positiven Alcianblau-Färbung des gesamten Zytoplasmas des Magnumepithels. Durch die PAS-Reaktion treten im Oberflächenepithel des Magnums deutlich angefärbte kleine kappenförmige Bläschen im ganz luminalen Bereich des Zytoplasmas auf. Sehr deutlich lila färben sich die Drüsenpakete, wobei einzelne Drüsenepithelzellen bzw. -kompartimente unterschiedlich stark angefärbt sind. Dadurch ergibt sich ein schachbrettartiges Aussehen der Drüsen. Juvenile Tiere sind PAS-negativ, und auch die durchgeführten Kontrollen (PAS-Reaktion mit Amylaseverdau, Acetylierung und Methylierung) zeigen sich deutlich schwächer angefärbt. Dies stimmt überein mit den Befunden von JUNG

et al. (2011), welche besagen, dass nur die adulten Tiere eine positive PAS-Reaktion der Magnumdrüsen aufweisen. Die schachtbrettartige Anfärbung lässt sich vermutlich mit Unterschieden im Sekretionszyklus der einzelnen Drüsen begründen.

Der Isthmus des Straußes weist ein hochprismatisches, mehrreihiges Epithel auf. Dies wird auch beim Huhn (BACHA & BACHA, 2000), beim Nandu (PARIZZI, 2008) und beim Massai-Strauß (MUWAZI, 1982) gefunden. Bei den untersuchten Straußen konnten sowohl Flimmerzellen als auch zilienlose Becherzellen festgestellt werden. Laut BACHA & BACHA (2000) besteht das Epithel des Huhnes ebenfalls aus diesen Zellarten mit Ausnahme der Pars translucens isthmi. In dieser Übergangsregion vom Magnum zum Isthmus sind ausschließlich sekretorische Flimmerzellen vorhanden (MAO et al., 2006). Die Drüsen in der Lamina propria mucosae der adulten Strauße zeigen sich, ähnlich wie im Magnum, als dicht gepackte Drüsenpakete, allerdings erscheinen die Drüsen lockerer gepackt und weisen eine geringere Höhe auf. Während das Magnum der adulten Strauße eine Höhe der Drüsenschicht von 950-1125 µm aufweist, ist im Isthmus nur eine Höhe von 300-550 µm zu messen. Dies wird auch von AITKEN (1971) bestätigt, der die Lamina propria des Isthmus als deutlich weniger umfangreich als die des Magnums beschreibt. Eine Ausnahme beim Huhn bildet die Übergangsregion vom Magnum zum Isthmus, wo die Lamina propria mucosae keine Drüsen aufweist (LIEBICH & KÖLLE, 2010). Eine Pars translucens isthmi konnte bei den Tieren der vorliegenden Arbeit nicht festgestellt werden. Der Isthmus der geschlechtsreifen Strauße zeigt in der Trichrom-Färbung direkt unterhalb des rosa-gefärbten Epithels grüne Drüsenpakete. Die Drüsenpakete, welche weiter entfernt von der Oberfläche liegen, färben sich etwas weniger intensiv grün an als die luminal gelegenen. Dies deutet darauf hin, dass in oberflächlich gelegenen Drüsen in größerem Umfang Mukosubstanzen produziert werden als in tieferen Drüsenlagen. Die Zellen des Drüsenepithels nicht geschlechtsreifer Tiere färben sich in der Trichrom-Färbung ebenso rötlich an wie die des Oberflächenepithels, ein Hinweis dafür, dass die Produktion von Mukosubstanzen in den Drüsen noch nicht begonnen hat. Beim Huhn ist eine geringe Alcianblau-Färbung des Oberflächenepithels festzustellen (SCHWARZ, 1969b). Beim Strauß berichtet SABER et al. (2009) von einer positiven Alcianblau-Färbung. In meinen Untersuchungen zeigen sich sowohl adulte als

auch juvenile Tiere für beide pH-Bereiche negativ und weisen somit keine komplexen Kohlenhydrate auf. Die Befunde von SABER et al. (2009) können somit nicht bestätigt werden. DRAPER et al. (1972) wiederum beschreiben Alcianblau-negative Granula im Isthmus. PAS-gefärbte Präparate des Isthmus zeigen ein mäßig angefärbtes Drüsenlager mit einem darüber liegenden, sehr schwach angefärbten Oberflächenepithel. In den Zellen des Epithels zeigt sich eine blasse lila Färbung des Zytoplasmas. Teilweise sind kleine lila Körnchen, welche sich auf der luminalen Seite befinden, zu erkennen. Juvenile Strauße sind im Epithel und in den Drüsen PAS-negativ.

Bei den geschlechtsreifen Straußen zeigt sich der Uterus mit einem hochprismatischen, größtenteils mehrreihigen Schleimhautepithel. Angaben in der Literatur bestätigen selbiges beim Hausgeflügel, beim Massai-Strauß und beim Nandu (RICHARDSON, 1935; JOHNSTON et al., 1963; MUWAZI, 1982; PARIZZI, 2008). Sowohl die in meiner Arbeit untersuchten adulten Strauße, als auch die in der Literatur aufgeführten Tiere (RICHARDSON, 1935; JOHNSTON et al., 1963; MUWAZI, 1982; PARIZZI, 2008) zeigen im Schleimhautepithel zwei Reihen von Kernen. Die basal gelegenen, rundlichen Kerne der sekretorischen Zellen sind aufgrund der deutlichen Blaufärbung gut auszumachen, während die apikal gelegenen, länglichen Kerne der Zilienzellen weniger farbintensiv erscheinen. Die Schleimhaut zeigt Sekundärfalten, die „umgekippt“ parallel zum Ei liegen. Die Drüsen zeigen sich als längliche Schläuche, deren Lumen leer erscheint. Stellenweise sind Drüsenmündungen in Einbuchtungen auf der Epitheloberfläche zu sehen. Auch MUWAZI (1982) berichtet beim Massai-Strauß von epithelialen Invaginationen, die in die Uterindrüsen führen. Das Drüsenepithel ist isoprismatisch mit zentral bis basal gelegenen, runden Kernen. Die Schleimhaut der juvenilen Strauße zeigt eine beginnende Sekundärfältelung. Unter dem mehrreihig hochprismatischen Epithel liegen tubuläre, verzweigte Drüsenanlagen. Durch die Trichrom-Färbung sind am luminalen Ende der Epithelzellen kleine und größere grüne Vakuolen festzustellen. Dies ist ein Hinweis auf intrazelluläre Mukosubstanzen. In der Alcianblau-Färbung ist das Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Tiere mittelgradig positiv bei pH 2,5 und nur geringgradig positiv bei pH 1,0. Die in den vorherigen Abschnitten Alcianblau-negativen juvenilen Tiere zeigen in diesem Abschnitt erstmals eine geringe positive Alcianblau-Färbung im Epithel. Das Vorkommen von sauren

Mukosubstanzen ist bei nicht juvenilen Tieren im Vergleich zu den eierlegenden Tieren deutlich geringer, wobei sowohl carboxylierte als auch sulfatierte Mukosubstanzen festgestellt werden können. Im Gegensatz dazu wird in der Studie von SABER et al. (2009) von einer negativen Alcianblau-Färbung der Uterindrüsen berichtet. PAS-gefärbte Präparate zeigen bei den geschlechtsreifen Tieren eine mittelgradige Anfärbung von Vakuolen im Oberflächenepithel des Uterus, die sich vor allem im luminalen Bereich konzentrieren. Nicht geschlechtsreife Tiere weisen eine nur geringe Färbung im Oberflächenepithel auf. Die adulten Tiere weisen somit einen deutlich größeren Gehalt an komplexen Kohlenhydraten auf als es bei den juvenilen Straußen der Fall ist. Wie auch schon in vorangegangenen Untersuchungen anderer Autoren beschrieben wurde (MUWAZI, 1982) erscheinen die Uterindrüsen des Straußes PAS-negativ.

Die Vagina ist, wie auch alle anderen Eileiterabschnitte, von einem hochprismatischen, überwiegend mehrreihigen Epithel ausgekleidet und zeigt einen deutlichen Besatz mit Kinozilien auf der luminalen Oberfläche. Auch SCHWARZ (1969b) und LIEBICH & KÖLLE (2010) berichten, dass das Oberflächenepithel der Hühnervagina sich zumeist aus mit Kinozilien besetzten hochprismatischen Zellen zusammensetzt. Bei den untersuchten Straußen weist die basal gelegene Kernreihe runde Zellkerne mit einer sehr deutlichen Blaufärbung auf. Die apikal gelegenen, länglichen Nuclei zeigen hingegen nur eine geringe Kernfärbung. Dies wird auch in der Literatur beim Huhn so beschrieben (SCHWARZ, 1969b). Die Lamina propria mucosa vaginae ist beim Strauß drüsenlos. Hingegen befinden sich im uterovaginalen Übergangsbereich einzelne Drüsen ohne Inhalt direkt unter dem Oberflächenepithel der Schleimhautfalten. SCHWARZ (1969b) berichtet beim Huhn von einzelnen Drüsenschläuchen im Übergangsbereich. In der Trichrom-Färbung ist auffällig, dass sich in der Vagina von geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Straußen vor allem in den Einbuchtungen des Oberflächenepithels Becherzellen befinden, deren Zytoplasma grün erscheint und somit das Vorkommen von Mukosubstanzen aufzeigt. Der uterovaginale Übergangsbereich und die dazugehörigen Drüsen weisen wiederum keine grüne Anfärbung im Oberflächenepithel auf. Mit der Färbung nach van Gieson lässt sich die gelb tingierte, sehr stark entwickelte glatte Muskulatur gut erkennen, die im Vergleich zum restlichen Eileiter in diesem Abschnitt am stärksten entwickelt ist.

Insbesondere das Stratum circulare ist bei den untersuchten Straußen sehr ausgeprägt. Alcianblau-gefärbte Präparate zeigen sowohl bei den geschlechtsreifen Tieren als auch bei den nicht geschlechtsreifen Tieren eine starke Anfärbung der Vakuolen im luminalen Zytoplasma. Vor allem konzentriert sich die Alcianblau-positive Reaktion auf Zellen am Grund der Schleimhauteinbuchtungen. Die Alcianblau-Färbung bei pH 1,0 zeigt sich vergleichsweise schwächer als bei pH 2,5. Daraus lässt sich schließen, dass sowohl adulte als auch juvenile Tiere zahlreiche saure Mukosubstanzen in den Zellen der Vaginalschleimhaut beherbergen. In der uterovaginalen Übergangszone ist das Epithel der geschlechtsreifen Strauße nur mäßig positiv und weist blaue, intrazelluläre Granula auf. Die juvenilen Tiere hingegen zeigen eine nur schwache Alcianblau-Färbung und haben somit deutlich weniger saure Mukosubstanzen im uterovaginalen Übergangsbereich. Das Oberflächenepithel der eierlegenden Tiere weist in der PAS-Färbung eine hochgradig positive Reaktion auf. Wiederum sind es die Zellen am Grund der Schleimhauteinbuchtungen, die sich stark lila färben. Vor allem fallen dabei die apikalen Zellbereiche auf. Juvenile zeigen eine leicht abgeschwächte positive Antwort. Nach Angaben in der Literatur zeigt das hochprismatische, mehrreihige Oberflächenepithel des Massai-Straußes zilienlose Zellen, die PAS-positiven Inhalt in der apikalen Region aufweisen (MUWAZI, 1982). Auch PARIZZI (2008) berichtet beim Nandu über PAS-positive schleimsezernierende Zellen im Oberflächenepithel.

## 2. Diskussion der glykohistochemischen Untersuchungen

Mittels glykohistochemischer Techniken wurden die Zuckerstrukturen auf den Zellen des Eileiters untersucht. Es wurden sowohl FITC-konjugierte als auch biotinylierte Lektine verwendet. Für die Durchführung der Analysen mit FITC-konjugierten Lektinen kamen *Canavalia ensiformis* Agglutinin (ConA), *Pisum sativum* Agglutinin (PSA), *Lens culinaris* Agglutinin (LCA), *Ricinus communis* Agglutinin (RCA), Peanut Agglutinin (PNA), *Griffonia simplicifolia* Lektin I (GSL-I), *Dolichos biflorus* Agglutinin (DBA), Soybean Agglutinin (SBA), Wheat germ Agglutinin (WGA), succinyliertes Wheat germ Agglutinin (WGAs), *Ulex europaeus* Agglutinin I (UEA-I), *Phaseolus vulgaris* Erythroagglutinin (PHA-E) und *Phaseolus vulgaris* Leukoagglutinin (PHA-L) zum Einsatz. Die verwendeten biotinylierten Lektine waren *Viscum album* Agglutinin (VAA), *Sophora japonica* Agglutinin (SJA), *Sambucus nigra* Agglutinin (SNA) und *Maackia amurensis* Agglutinin I (MAA-I). Bei den Ergebnissen konnten Unterschiede zwischen geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Straußen festgestellt werden.

Das Bindungsverhalten von Lektinen wird von unterschiedlichen Faktoren beeinflusst. Dies muss bei der Interpretation der Ergebnisse berücksichtigt werden. Laut ROTH (2011) ist die Affinität, mit welcher ein Lektin an einen Zuckerrest bindet, nicht nur abhängig vom Liganden, sondern z. B. auch von hydrophoben und elektrostatischen Wechselwirkungen. Zudem spielen die Art der Bindung und die nachfolgenden Zuckerreste im Oligosaccharid eine Rolle (WU et al., 2009). So kann es vorkommen, dass trotz gleicher Zuckerspezifität Unterschiede im Bindungsverhalten der Lektine festgestellt werden können. Erwähnt muss auch werden, dass die Bewertung der Reaktionsstärke der Lektine auf einer subjektiven Einschätzung der Fluoreszenz beruht und daher als semiquantitativ einzustufen ist.

Im Eileiter des Straußes konnte die Bindung von ConA, LCA, PSA, VAA, SJA, SNA, WGA, WGAs, MAA-I, PHA-E und PHA-L festgestellt werden. Lediglich schwach binden RCA und DBA. Keine Bindung konnte für die Lektine PNA, GSL-I, SBA und UEA-I ermittelt werden. Der Fokus liegt auf den Ergebnissen der positiv-bindenden Lektine bei geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Straußen. Hierbei steht vor allem die Bindung im Oberflächenepithel und in den Drüsen im Vordergrund.

Das Infundibulum der geschlechtsreifen Strauße reagiert in meinen Untersuchungen überwiegend deutlich bis stark mit den Lektinen ConA, PSA und LCA. Eine starke Bindung ist im Oberflächenepithel für ConA, und im Drüsenepithel des kaudalen Infundibulums für ConA, PSA und LCA zu erkennen. Einzelne Zellen in der Lamina propria mucosae, bei denen es sich vermutlich um Makrophagen handelt, zeigen im Zytoplasma eine sehr starke Affinität für ConA. Aus den Ergebnissen geht hervor, dass die positiven Bereiche mit dort vorhandenen D-Mannose- und D-Glukosereste in hoher Konzentration enthalten. VAA zeigt sich ausschließlich bei den geschlechtsreifen Straußen in Form einer schwach positiven Reaktion im Oberflächenepithel und einer deutlich positiven Bindung in den Drüsen. Damit kann angenommen werden, dass D-Galaktose in diesen Bereichen vorkommt. Die Bindung des Lektins SNA findet im kranialen Infundibulum besonders im Oberflächenepithel statt. Im kaudalen Infundibulum ist das Oberflächenepithel negativ, dafür weisen die Drüsen eine positive Bindung von SNA auf. Die Bindung von SNA weist auf das Vorkommen von D-Galaktose und N-Acetyl-D-Galaktosamin hin. WGA bindet an sämtliche Strukturen im Infundibulum der geschlechtsreifen Strauße mit starker bis sehr starker Affinität. Die nicht geschlechtsreifen Tiere zeigen die gleichen Bindungsstellen, allerdings mit abgeschwächter Fluoreszenz. Die Bindung von WGAs ist mit reduzierter Affinität für die Strukturen zu erkennen. Damit kommen N-Acetyl-D-Glukosamin und N-Acetyl-D-Neuraminsäure an den positiven Strukturen vor. Die Drüsen im kaudalen Infundibulum weisen bei den eierlegenden Straußen eine deutliche Affinität für PHA-E und eine starke Affinität für PHA-L auf.

Das Magnum der geschlechtsreifen Strauße zeigt eine deutlich bis starke Bindung der Lektine ConA, PSA und LCA im Epithel, wobei nur ConA eine zusätzliche Affinität für die Drüsen der Lamina propria mucosae ausweist. Vor allem in den sekretorischen Zellen des Magnumepithels ist die Bindung von ConA stark ausgeprägt. JUNG et al. (2011) analysierten die Bindung verschiedener Lektine im Magnum beim juvenilen und adulten Huhn. Die eierlegenden Hühner zeigten in den Untersuchungen eine deutliche Affinität für ConA in den Tubulusdrüsen, besonders an die dort vorhandenen sekretorischen Granula. Dies trifft für das Magnum des Straußes nicht zu, da sich ConA vor allem auf die sekretorischen Granula im Oberflächenepithel des Magnums konzentriert. Weder das Epithel noch die Drüsen der nicht geschlechtsreifen Strauße weisen eine Bindung von



PSA oder LCA auf. Lediglich ConA kann im Oberflächenepithel und im Drüsenepithel der nicht geschlechtsreifen Tiere nachgewiesen werden. Ähnlich wie im Infundibulum sind auch im Magnum sehr stark ConA-positive einzelne Zellen im Stroma zu erkennen, bei denen es sich wahrscheinlich um Makrophagen handelt. Das Bindungsverhalten von ConA, PSA und LCA weist auf das Vorkommen von D-Mannose- und D-Glukoseresten in den positiven Bereichen hin. Die unterschiedliche Affinität der eben genannten Lektine zum Gewebe adulter bzw. juveniler Tiere ist vermutlich mit der unterschiedlichen Sekretionsaktivität in Verbindung zu bringen. Die Bindung des Lektins VAA findet im Magnum ausschließlich im Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Tiere statt. Hierbei konzentriert sich die Bindung auf den luminalen Epithelsaum, welcher folglich den Zucker D-Galaktose enthält. Bei den adulten Straußen ist eine sehr starke Bindung von WGA vor allem in den Drüsen festzustellen. Das Oberflächenepithel reagiert stark positiv mit WGA. Laut JUNG et al. (2011) ist bei den geschlechtsreifen Hühnern das Lektin WGA vor allem an die elektronendichten, sekretorischen Granula in den Tubulusdrüsen gebunden, während die juvenilen Tiere vor allem eine Bindung im Oberflächenepithel und im Stroma aufweisen. Meine Beobachtungen an den Drüsen der adulten Tiere stimmen mit den Beobachtungen von JUNG et al. (2011) überein. Allerdings ist bei den nicht geschlechtsreifen Straußen auch eine starke Affinität von WGA am luminalen Epithelsaum der Drüsenzellen festzustellen, was bei den juvenilen Hühnern nicht der Fall ist. WGAs bindet im Vergleich zu WGA mit reduzierter Affinität an die Drüsen. Das Oberflächenepithel zeigt sich gleichfalls stark positiv. Folglich enthält das Oberflächenepithel im Verhältnis mehr N-Acetyl-Glukosamin als die Drüsen. PHA-E und PHA-L binden an Stellen, die Oligosaccharide beherbergen. Bei den geschlechtsreifen Straußen ist für beide Lektine im Oberflächen- und Drüsenepithel eine positive Reaktion festzustellen. Im Gegensatz dazu sind bei den nicht geschlechtsreifen Straußen sowohl das Epithel als auch die Drüsen negativ. Zwischen verschiedenen geschlechtsreifen Tieren ist ein Unterschied im Bindungsverhalten des Lektins PHA-L zu erkennen. Manche weisen eine deutliche, andere wiederum keine Affinität zum Epithel auf. Möglicherweise hängt dies mit dem individuellen Zyklus des Vogels zusammen bzw. in welchem Stadium der Eiproduktion die Probenahme erfolgt ist.

JUNG et al. (2011) beschreiben, dass beim geschlechtsreifen Huhn PNA auf der

apikalen Oberfläche des Epithels zu finden ist. PNA bindet hingegen bei den von mir untersuchten Straußen weder im Magnum, noch in einem anderen Eileiterabschnitt. Eine Übereinstimmung meiner Beobachtungen am Straußenmagnum mit den Ergebnissen von JUNG et al. (2011) am Hühnermagnum ist beim Lektin UEA-I gegeben. In beiden glykohistochemischen Untersuchungen waren sowohl adulte als auch juvenile Tiere negativ.

Die Bindung des Lektins ConA findet in sämtlichen Gewebestrukturen des Isthmus sowohl bei juvenilen als auch adulten Vögeln statt, wobei deutliche Unterschiede in der Intensität der Bindung bestehen. Das Oberflächenepithel und die Drüsen im Ovidukt der eierlegenden Strauße zeigen sich hierbei stark positiv. Die juvenilen Tiere weisen eine reduzierte Affinität auf. Das Lektin PSA bindet mit einer nur schwachen Affinität an das Epithel der adulten Strauße. Die Drüsen sind bei den geschlechtsreifen deutlich und bei den nicht geschlechtsreifen Tieren schwach PSA-positiv. LCA lässt nur im Drüsenepithel der adulten Laufvögel eine schwach positive Bindung erkennen, während die juvenilen Tiere in diesem Bereich LCA-negativ sind. Auch das Oberflächenepithel ist bei allen untersuchten Straußen negativ für LCA. Die Bindung der Lektine ConA, PSA und LCA zeigt das Vorkommen von D-Mannose- und D-Glukosereste im Gewebe an. Aus meinen Ergebnissen lässt sich folgern, dass die geschlechtsreifen Tiere mehr D-Mannose und D-Glukosereste sowohl im Epithel als auch in den Drüsen aufweisen, als dies bei den nicht geschlechtsreifen Tieren der Fall ist. Das unterschiedliche Bindungsverhalten der genannten drei Lektine trotz gleicher Zuckerspezifität lässt sich nach ROTH (2011) folgendermaßen erklären: Die Lektinbindung hängt hierbei nicht allein von den jeweiligen Zuckerresten ab, sondern auch hydrophobe und elektrostatischen Wechselwirkungen zwischen Lektin und Glykan beeinflussen die Bindung. Des Weiteren können im Epithel und den Drüsen der adulten Strauße D-Galaktosereste festgestellt werden. Ein Ergebnis, für das die deutliche Bindung von VAA an sowohl Epithel als auch Drüsen spricht. Nicht geschlechtsreife Tiere zeigen keine Bindung von VAA in Epithel oder Drüsen an. Von allen Eileiterabschnitten zeigt der Isthmus die größte Affinität für SJA, das sich an das Oberflächen- und Drüsenepithel bindet. Dies weist auf einen deutlichen Gehalt von N-Acetyl-D-Galaktosamin in diesen beiden Epithelien hin. D-Galaktose und N-Acetyl-D-Galaktosamin kann in den Drüsen der adulten bzw. juvenilen Straußen nachgewiesen werden, da sie eine deutliche

bzw. schwache Affinität für SNA zeigen. WGA bindet in etwa gleicher Intensität im Oberflächenepithel der adulten und juvenilen Tiere, während die Drüsen unterschiedlich stark reagieren. Dort sind die geschlechtsreifen Tiere stark und die nicht geschlechtsreifen Strauße lediglich schwach WGA-positiv. Dies weist auf zahlreiche D-Mannose- und D-Glukosereste bei den geschlechtsreifen Vögeln hin. In den Drüsen der geschlechtsreifen Strauße reagiert auch WGA stark positiv, während die Drüsen der nicht geschlechtsreifen Tiere lediglich schwach positiv erscheinen. Im Oberflächenepithel ist kein Unterschied bei der Bindung von WGAs zwischen den adulten und juvenilen Tieren zu erkennen. Alle weisen hier nur eine schwache Bindung von WGAs auf. Diese Ergebnisse lassen sich so interpretieren, dass das Oberflächenepithel sowohl bei adulten als auch juvenilen Straußen einen relativ geringen Gehalt an N-Acetyl-D-Neuraminsäure und N-Acetyl-D-Glukosamin aufweisen. In den Drüsen der untersuchten Tiere konnte eine stärkere Reaktion für N-Acetyl-D-Glukosamin als für N-Acetyl-D-Neuraminsäure nachgewiesen werden. Im Isthmus der geschlechtsreifen Tiere sind für das Lektin MAA-I ein deutlich positives Oberflächenepithel und schwach positive Drüsen zu erkennen. Juvenile Strauße hingegen erscheinen negativ. PHA-L bindet nur im Epithel der geschlechtsreifen Strauße, und zeigt eine schwache Affinität. Die juvenilen Tiere sind im Epithel negativ. In den Drüsen lässt sich bei keinem der untersuchten Tiere eine Bindung von PHA-L nachweisen. Folglich scheint das Oberflächenepithel der eierlegenden Strauße MAA-I- und PHA-L-bindende Oligosaccharide zu enthalten, während in den Drüsen nur MAA-I-bindende Mehrfachzucker zu finden sind.

Der Uterus der untersuchten Strauße zeigt in meinen Untersuchungen in sämtlichen Gewebestrukturen eine Bindung von ConA, PSA und LCA. Wie auch in den Eileiterabschnitten zuvor reagiert das Oberflächen- und Drüsenepithel der Vögel am stärksten mit ConA, wobei geschlechtsreife und nicht geschlechtsreife Tiere die gleiche Intensität zeigen. Die Reaktionsstärke für LCA ist in den Drüsen und für PSA im Oberflächenepithel bei allen Straußen gleich schwach. LCA zeigt sich aber im Oberflächenepithel der juvenilen Strauße stärker als bei den adulten Vögeln. PSA hingegen weist im Drüsenepithel der adulten Vögel eine deutliche Bindung auf und ist somit stärker als die nur schwache Bindung der nicht geschlechtsreifen Tiere. Dies weist auf die Präsenz von D-Mannose- und D-Glukoseresten hin. Die unterschiedliche Affinität der genannten drei Lektine, die

jedoch die gleiche Zuckerspezifität aufweisen, ist dadurch zu erklären, dass die Lektinbindung nicht allein vom Glykan abhängig ist, sondern auch von hydrophoben und elektrostatischen Wechselwirkungen zwischen den Zuckern und den Lektinen abhängt (ROTH, 2011) oder von der Art der Bindung und den nachfolgenden Zuckerresten (WU et al., 2009). Wie auch in den Eileiterabschnitten zuvor finden sich einzelne sehr stark ConA-positive Zellen in der Lamina propria mucosae, bei denen es sich um Makrophagen handeln dürfte. D-Galaktose kann sowohl im Oberflächenepithel als auch in den Drüsen des Uterus nachgewiesen werden. Dies lässt sich aus der Bindung von VAA an die genannten Strukturen schließen. VAA zeigt sowohl bei den geschlechtsreifen als auch bei den nicht geschlechtsreifen Straußen eine deutlich positive Reaktion im Oberflächenepithel. Die Bindung in den Drüsen ist bei den juvenilen Tieren deutlich, während sie bei den adulten Vögeln lediglich schwach ist. Möglicherweise hängt dies mit der Differenzierung der Drüsen zusammen. Die Bindung des Lektins SJA findet im Uterus lediglich schwach in den Drüsen der untersuchten Strauße statt. Dies gibt Hinweise auf die Präsenz von N-Acetyl-D-Galaktosamin. SNA zeigt bei den geschlechtsreifen Straußen eine deutliche Affinität für das Drüsenepithel. Hingegen sind die nicht geschlechtsreifen Vögel lediglich schwach positiv für SNA. N-Acetyl-D-Galaktosamin und D-Galaktose dürften folglich in diesen Lokalisationen vorkommen. Im Uterus ist zwischen der Bindung von WGA und der Bindung von WGAs kein Unterschied zu erkennen. Für beide Lektine ist das Oberflächenepithel sehr stark positiv bei den eierlegenden Straußen und deutlich positiv im Drüsenepithel. Aus diesen Ergebnissen kann man den Rückschluß ziehen, dass im Verhältnis mehr N-Acetyl-D-Glukosaminreste als N-Acetyl-D-Neuraminsäurereste vorhanden sind. Das Lektin MAA-I bindet an das Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Strauße mit deutlicher Affinität. Bei den juvenilen Tieren ist eine schwache Bindung festzustellen. Die Drüsen in der Lamina propria mucosae sind bei den eierlegenden Tieren schwach positiv und bei den juvenilen Vögeln negativ. MAA-I-bindende Oligosaccharide können an den positiven Stellen angenommen werden.

Das Vaginalepithel stellt sich bei geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Tieren stark ConA-positiv dar. Die Uterovaginaldrüsen der juvenilen Tiere sind ebenfalls stark positiv. PSA zeigt trotz gleicher Zuckerspezifität nur eine

schwache Affinität für das Oberflächenepithel der eierlegenden Strauße. LCA wiederum findet sich nur schwach positiv im juvenilen Oberflächenepithel. Die genannten drei Lektine binden spezifisch an D-Glukose und D-Mannose, jedoch mit unterschiedlicher Affinität. Dies steht möglicherweise im Zusammenhang mit hydrophoben und elektrostatischen Wechselwirkungen die sich ebenfalls auf das Bindungsvermögen auswirken können (ROTH, 2011). Auch kann laut WU et al. (2009) die Art der Bindung oder die auf D-Glukose oder D-Mannose folgenden Zuckerreste des Glykans das Ergebnis beeinflussen. Das Lektin VAA reagiert im Oberflächenepithel bei allen untersuchten Tieren schwach positiv. Die Drüsen der geschlechtsreifen Tiere weisen eine deutlich stärkere Bindung auf. Aus diesen Ergebnissen lässt sich schließen, dass D-Galaktose in den VAA-positiven Strukturen vorhanden ist. Die Zellen des Oberflächenepithels reagieren bei den eierlegenden Tieren schwach SNA-positiv, weshalb dort vom Vorkommen von D-Galaktose- und N-Acetyl-D-Galaktosaminresten ausgegangen werden kann. Das Lektin WGA zeigt vor allem zum Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Tiere eine starke Affinität, die juvenilen Tiere weisen im Vergleich eine etwas reduzierte Affinität in dem Bereich auf. WGAs bindet bei den adulten wie auch den juvenilen mit abgeschwächter Affinität. Die uterovaginalen Drüsen sind sowohl für WGA als auch dessen succinylierte Form negativ. Folglich enthält das Vaginalepithel sowohl N-Acetyl-Glukosamin als auch N-Acetyl-Neuraminsäure. MAA-I ist im Oberflächenepithel der geschlechtsreifen Strauße mit starker Affinität nachzuweisen, während die nicht geschlechtsreifen Tiere eine deutliche Affinität aufweisen. Bei den juvenilen Tieren sind die Uterovaginaldrüsen deutlich positiv. In den erwähnten positiven Strukturen kann somit von der Präsenz MAA-I-bindender Oligosaccharide ausgegangen werden.

### 3. Diskussion der immunhistochemischen Untersuchungen

In der vorliegenden Arbeit wurde mit immunhistochemischen Methoden zytoskelettale Elemente sowie Hormonrezeptoren im Eileiter des Straußes untersucht. Hierbei wurde mittels spezifischer Antikörper die Lokalisation von Tubulin, Vimentin, Panzytokeratin, Zytokeratin (CK) 5, CK 7, CK 8, CK 14, CK 18, CK 19, alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA), non-muscle myosin (NMM), Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR) bestimmt.

Tubulin zeigt im ganzen Ovidukt im Oberflächenepithel eine schwache bis deutliche Expression. Die am stärksten immungefärbten Strukturen sind die sehr stark positiven Zilien, die sich in allen Eileiterabschnitten klar sichtbar abheben. Die Drüsen der geschlechtsreifen Tiere stellen sich nur im Uterus positiv dar. Die Drüsen der nicht geschlechtsreifen Strauße hingegen zeigen im Epithel der Drüsenanlagen aller untersuchten Eileiterabschnitte eine positive Reaktion für Tubulin. Laut LIEBICH (2010) besteht das Polypeptid Tubulin aus zwei Untereinheiten und formt die Mikrotubuli. Die stark positive immunhistochemische Färbung der Zilien erklärt sich durch deren molekularen Bauplan. Im Zentrum der Kinozilien finden sich zwei Mikrotubuli, die ringförmig von neun weiteren Mikrotubuluspaaren umgeben sind (SINOWATZ & HEES, 2006).

Vimentin, das Zytoskelettprotein mesenchymaler Zellen (SINOWATZ & HEES, 2006) und einiger Epithelzellen (LAZARIDES, 1980), findet sich in meinen Untersuchungen im Infundibulum- und Magnumepithel, dem Stroma, dem Gefäßendothel und in der Serosa. Vergleicht man meine Ergebnisse am Eileiter des Straußes mit den Untersuchungen am Hühnereileiter (MADEKUROZWA, 2013a) und Wachteileiter (MADEKUROZWA, 2013b) so sind teilweise Übereinstimmungen zu erkennen. Der Eileiter der geschlechtsreifen Strauße zeigt sich schwach immunpositiv zum einen in Schleimhauteinstülpungen des Infundibulumepithels und zum anderen in einzelnen Zellen des Magnumepithels. Die nicht geschlechtsreifen Strauße weisen im Infundibulum sogar ein stark positives Oberflächenepithel auf. Sowohl beim adulten Huhn als auch bei adulten und juvenilen Wachteln ist im Infundibulum eine starke immunhistochemische Färbung zu erkennen, die im Unterschied zum Strauß auch die Drüsen des Infundibulums mit einschließt. Während im Isthmus des Huhnes und im Isthmus

und Uterus der Wachtel ebenfalls Vimentin-positive Zellen im Epithel dargestellt werden konnten, sind diese Abschnitte bei allen untersuchten Straußen immunnegativ. Der Unterschied zwischen der starken Vimentinexpression der juvenilen Strauße und der schwachen Anfärbung der gleichen Struktur der adulten Strauße könnte darauf beruhen, dass im Gewebe der nicht geschlechtsreifen Tiere eine verstärkte Proliferation und ein vermehrter Gewebeumbau im wachsenden Stroma stattfindet. WANG & STAMENOVIC (2002) haben den Zusammenhang zwischen der basolateralen Präsenz von Vimentin im Epithel mit stattfindender Zellproliferation und Umbauprozessen im Stroma in Zusammenhang gebracht.

Das Oberflächenepithel reagiert im gesamten Eileiter der untersuchten Tiere deutlich bis sehr stark mit dem Antikörper gegen Panzytokeratin. Auffällig ist dabei eine Stärke der immunhistochemischen Anfärbung im luminalen und basalen Bereich. Im Isthmus ist gut zu erkennen, dass die Epithelzellen im perinukleären Raum eine stark positive Immunfärbung aufweisen. In der Vagina zeigen sich vor allem die Basalzellen sehr stark Panzytokeratin-positiv. Bei den Drüsen fällt auf, dass es deutliche Unterschiede zwischen den geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Vögeln gibt. Die eierlegenden Strauße weisen keine Expression von Panzytokeratin im Magnum oder Isthmus auf, während die juvenilen Tiere eine starke Reaktion in den Drüsen zeigen. Im Uterus hingegen ist sowohl bei den adulten als auch den juvenilen Straußen eine Expression von Panzytokeratin in den Drüsen festzustellen. Von den verwendeten Antikörpern gegen basische Zytokeratine zeigt sich nur Zytokeratin (CK) 5 immunpositiv. Hierbei ist im Oberflächenepithel eine unterschiedliche (schwache bis stark positive) Immunfärbung zu erkennen. Auffällig ist, dass sich die immunhistochemische Reaktion dabei auf luminale und basale Zellbereiche des Epithels konzentriert. Während das Infundibulum und der Isthmus v.a. im luminalen Epithelbereich eine positive Expression vorweisen, ist im Magnum- und Uterusepithel sowohl luminal als auch basal eine starke Expression von CK 5 zu erkennen. In der Vagina sind es vor allem die Basalzellen, die stark CK 5-positiv sind. Das Drüsenepithel der geschlechtsreifen Tiere ist in den Abschnitten Infundibulum bis Isthmus negativ, wird dann im Uterus schwach positiv und in der Vagina deutlich positiv. Analog zu den Ergebnissen von Panzytokeratin fällt auch bei CK 5 auf, dass die juvenilen Tiere im Gegensatz zu den immunnegativen adulten Straußen in den Magnum- und Isthmusdrüsen eine positive

immunhistochemische Anfärbung aufweisen. Von den sauren Zytokeratinen weist CK 14 die stärkste Immunfärbung auf. CK 18 zeigt sich bereits deutlich schwächer positiv, und der CK 19-Nachweis ist bis auf das Vaginalepithel negativ. Das Oberflächenepithel setzt sich durch eine deutliche bis starke Expression von CK 14 vom negative Stroma ab. Hierbei sind es insbesondere die Zilienzellen und Basalzellen, die positiv erscheinen. Im Drüsenepithel der eierlegenden Strauße ist nur in Uterus und Vagina eine positive Expression zu erkennen. Im Gegensatz zu den immunnegativen Magnum- und Isthmusdrüsen der adulten Vögel ist dort bei den juvenilen Tieren eine deutliche Anfärbung im luminalen Bereich erkennbar. Eine Expression von CK 18 findet in allen Oviduktabschnitten mit schwach bis deutlicher Intensität statt. Basalzellen zeigen sich in der Vagina deutlich CK 18-positiv. Das Drüsenepithel ist bei den adulten Tieren nur im uterovaginalen Übergangsbereich schwach positiv und bei den juvenilen Tieren in allen untersuchten Oviduktabschnitten schwach angefärbt. Für CK 19 stellen sich alle Eileiterabschnitte mit Ausnahme der Vagina negativ dar. Im vaginalen Oviduktabschnitt ist es lediglich das Oberflächenepithel, welches eine deutliche Immunfärbung aufweist. Vor allem handelt es sich hier um die Basalzellen, denn die Zilienzellen sind nur als schwach positiv zu erkennen. Vergleicht man die Bindung der verschiedenen Zytokeratine, so kann festgestellt werden, dass das Oberflächenepithel für das saure Keratin CK 5 im allgemeinen stärker positiv als für die basischen Keratine ist. CK 14 und CK 18 zeigen eine reduzierte Immunexpression und für CK 19 ist nurmehr die Vagina immunpositiv. Auffällig beim immunhistochemischen Nachweis von Panzytokeratin, CK 5, CK 14 und CK 18 ist, dass in den luminalen und basalen Bereichen des Epithels eine stärkere Immunfärbung festgestellt werden kann. Dies stimmt überein mit Untersuchungen am Wachteileiter von GOUNON et al. (1987), die die Intermediärfilamente als ein Netzwerk aus Filamentbündeln beschreiben, die subapikal eine Schicht formen und von dort zum basalen Teil der Zilienzelle ziehen. Im Drüsenepithel ist sowohl für geschlechtsreife als auch nicht geschlechtsreife Strauße eine Tendenz zu erkennen. Bei den adulten Tieren erscheinen die kranialen Eileiterabschnitte immunnegativ. Erst ab dem Uterus (Panzytokeratin, CK 5, CK 14) bzw. nur in der Vagina (CK 18) ist eine positive Expression festzustellen. CK 19 ist auch in den Vaginaldrüsen negativ. Die nicht geschlechtsreifen Strauße weisen eine gleichmäßige immunhistochemische Reaktion in den untersuchten Eileiterabschnitten auf. CK 19 ist allerdings auch



hier negativ. Laut SINOWATZ & HEES (2006) sind Intermediärfilamente wichtig für die Stabilität von Zellen und Gewebe. Es ist denkbar, dass die kranialen Eileiterabschnitte Infundibulum, Magnum und Isthmus der geschlechtsreifen Strauße weniger Stabilität benötigen, als dies im Uterus und im Bereich der Uterovaginaldrüsen der Fall ist. Das Ei, welches die Passage durch den Eileiter unternimmt, ist in den ersten drei Abschnitten weich und formbar. Das Eiweiß wird gebildet, wodurch die Größe des Eies stark zunimmt. Im Uterus bekommt das Ei seine Kalkschale und muss dann die Vagina passieren. Das Ei übt durch seine harte Schale einen Druck auf das Gewebe aus, welches folglich mehr Stabilität und somit Zytokeratine benötigt. Im Isthmus ist gut zu erkennen, dass die Epithelzellen im perinukleären Raum eine stark positive Immunfärbung aufweisen. Dies entspricht der Beschreibung am Wachteileiter, in dessen Epithel ein lockeres Netzwerk von Intermediärfilamenten den Kern umhüllt (GOUNON et al., 1987).

Eine Expression von  $\alpha$ -smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA) ist in allen Eileiterabschnitten der untersuchten Strauße sowohl in der Tunica muscularis als auch in der Tunica media der Blutgefäße festzustellen. Dies stimmt mit Angaben in der Literatur zum Hühnereileiter (MADEKUROZWA, 2013a) und Wachteileiter (MADEKUROZWA, 2013b) überein.  $\alpha$ -SMA gehört zu den Aktinfilamenten (SINOWATZ & HEES, 2006) und ist spezifisch für glatte Muskulatur (LAZARIDES, 1980). Zellen des Straußeneileiters, die  $\alpha$ -SMA aufweisen, kann eine kontraktile Eigenschaft zugesprochen werden.

Die Expression von non-muscle myosin (NMM) ist in allen Eileiterabschnitten positiv. Im Oberflächenepithel ist die stärkste Immunfärbung im Magnum der geschlechtsreifen Strauße vorhanden. Die Drüsenanlagen der nicht geschlechtsreifen Vögel sind generell stärker NMM-positiv als die Drüsen der geschlechtsreifen Tiere. NMM kommt in Nichtmuskelzellen vor (SINOWATZ & HEES, 2006; VICENTE-MANZANARES et al., 2009). Dies stimmt mit meinen Untersuchungen überein, allerdings ist NMM nicht nur in Nichtmuskelzellen zu finden sondern zeigt auch eine starke Expression in der Tunica muscularis und der glatten Muskulatur der Blutgefäße.

PR weist bei den adulten Straußen eine überwiegend schwache Immunfärbung im Oberflächenepithel auf. Die Drüsen zeigen sich deutlich PR-positiv im Infundibulum und Uterus, schwach in den Uterovaginaldrüsen und negativ in den

Magnum- und Isthmusdrüsen. Die nicht geschlechtsreifen Strauße lassen ein überwiegend deutlich PR-positives Oberflächenepithel erkennen. Eine Ausnahme dazu bildet das Oberflächenepithel der Vagina, welches sich komplett negativ darstellt. Die Drüsen der juvenilen Strauße sind in den untersuchten Abschnitten stark PR-positiv. ER- $\alpha$  ist ausschließlich in den schwach immunpositiven Zellkernen des Drüsenepithels des Uterus der geschlechtsreifen Strauße festzustellen. Meine Ergebnisse decken sich teilweise mit Angaben in der Literatur. Übereinstimmungen finden sich mit MADEKUROZWA (2002b), die im Magnum des juvenilen Straußes mit aktivem Eierstock eine stark positive PR-Immunfärbung in den Kernen von Oberflächenepithel und Drüsenschläuchen beschreibt. Des Weiteren stimmen meine Befunde mit Untersuchungen am Uterus des juvenilen Straußes mit aktivem Ovar überein, die eine moderate bis starke Immunfärbung für PR sowohl im Oberflächenepithel als auch in den Tubulusdrüsen zeigen (MADEKUROZWA, 2003). In meinen Untersuchungen ist ER- $\alpha$  ausschließlich in den schwach immunpositiven Zellkernen des Drüsenepithels des Uterus der geschlechtsreifen Strauße festzustellen. Diese Beobachtung stimmt teilweise mit den Ergebnissen von MADEKUROZWA (2003) überein, die eine Expression von ER- $\alpha$  ebenfalls nur im Uterus feststellen konnte. Allerdings beschreibt sie die positive Immunfärbung in den Kernen des Oberflächenepithels, während in meinen Untersuchungen die Kerne des Drüsenepithels positiv erscheinen.

JUNG et al. (2011) hingegen berichtet in seinen Studien am Magnum von Hühnern, dass sowohl Östrogen- als auch Progesteronrezeptoren im Oberflächenepithel bei juvenilen und adulten Hühnern festzustellen sind. Die adulten Tiere zeigen zudem beide Rezeptoren in den Zellen des Drüsenlagers des Magnums. In meinen Ergebnissen konnte weder eine Immunfärbung für PR in den Magnumdrüsen, noch eine Expression von ER- $\alpha$  in Magnumdrüsen oder -epithel festgestellt werden. Lediglich die Angaben zur Ausprägung der PR-Immunfärbung der juvenilen Tiere stimmen mit JUNG et al. (2011) überein. Ergebnisse von MADEKUROZWA (2002a) über die Vagina berichten von einer stark positiven PR-Immunfärbung im Oberflächenepithel der juvenilen Strauße mit aktivem Ovar. Dies konnte in meinen Untersuchungen nicht festgestellt werden, da sich lediglich die adulten Tiere schwach immunpositiv im Oberflächenepithel darstellten.

Die Ergebnisse zu den Rezeptoren ER- $\alpha$  und PR in der vorliegenden Arbeit lassen vermuten, dass nicht Östrogen, sondern Progesteron für die Differenzierung der genannten Eileiterabschnitte verantwortlich ist. Im Uterus trägt allerdings auch ER- $\alpha$  einen Teil zur Zelldifferenzierung bei. Meine Untersuchungen unterstützen die Vermutung von MADEKUROZWA (2002a&b, 2003).

#### 4. Diskussion der ultrastrukturellen Untersuchungen

Mit dem Transmissionselektronenmikroskop Zeiss 902 wurde die Ultrastruktur der einzelnen Eileiterabschnitte (mit Ausnahme der Vagina, für die keine Proben zur Verfügung standen) ultrastrukturell charakterisiert. Eine Analyse des Oberflächenepithels von Infundibulum und Magnum und des Drüsenepithels von Magnum, Isthmus und Uterus wurde vorgenommen. Weder die Drüsen im kaudalen Infundibulum, noch das Oberflächenepithel von Isthmus und Uterus konnten studiert werden, da in den vorhandenen Schnitten diese Anteile nicht vorhanden waren.

Das Oberflächenepithel des Infundibulums der geschlechtsreifen Strauße lässt Zellen mit unterschiedlicher Elektronendichte des Zytoplasmas erkennen. Epithelzellen mit hellem Zytoplasma weisen vermehrt Vakuolen mit schwach elektronendichtem Inhalt auf, während Zellen mit dunklem Zytoplasma besonders reich an Mitochondrien des Crista-Typs sind. Diese „dunklen“ Zellen zeigen auf der Oberfläche Mikrovillibesatz und haben Kerne, die eine unregelmäßige Form aufgrund von Einstülpungen der Zellkernmembran aufweisen. Im Vergleich dazu sind bei den Zellen mit hellem Zytoplasma größere, runde Zellkerne vorhanden. Kinozilien konnten auf der luminalen Zelloberfläche des Epithels mit dem TEM nicht festgestellt werden. Dies ist wahrscheinlich schnittbedingt, da in den histologischen Übersichtsfärbungen Zilien zu erkennen sind. In der Tunica muscularis sind glatte Muskelzellen mit unterschiedlicher Elektronendichte festzustellen. Es finden sich zahlreiche Mitochondrien, raues endoplasmatisches Retikulum (RER) und einzelne Golgi-Apparate in Kernnähe. Im Magnum des adulten Straußes sind im Oberflächenepithel Zilienzellen und Becherzellen zu erkennen. Die Zilienzellen der untersuchten geschlechtsreifen Strauße enthalten auf ihrer luminalen Oberfläche zum einen Mikrovilli und zum anderen Kinozilien, die im Querschnitt die charakteristische  $9 \times 2 + 2$  Anordnung der Mikrotubuli aufweisen. Auch MUWAZI (1982) berichtet über die Zilienzellen des Massai-Straußes, die neben den Zilien auch Mikrovilli erkennen lassen. Unter anderem wird beim Massai-Strauß (MUWAZI, 1982) und bei der Pekingente (ÖZEN et al., 2009) von der typischen Anordnung der Mikrotubuli in den Kinozilien berichtet. MADEKUROZWA (2005) legt in ihrer Studie über den Eileiter nicht geschlechtsreifer Strauße dar, dass die morphologischen Merkmale der luminalen Oberfläche des Magnums mit der Tageslichtlänge und mit der hormonellen

Aktivität des Ovars variieren. Hierbei weisen juvenile Strauße mit inaktivem Ovar ausschließlich Mikrovilli, aber keine Zilien auf, während juvenile Strauße mit aktivem Eierstock teilweise Zilien erkennen lassen. Bei den nicht geschlechtsreifen Straußen der vorliegenden Arbeit ist bereits lichtmikroskopische ein Zilienbesatz zu erkennen, somit muss es sich um Vögel mit aktivem Ovar gehandelt haben. Auch die Probenahme im April lässt aufgrund zunehmender Tageslichtlänge darauf rückschließen. Die sekretorischen Zellen der in dieser Arbeit untersuchten adulten Strauße weisen lediglich einen Besatz von Mikrovilli auf der freien Zelloberfläche auf. Im apikalen Zytoplasma dieser sezernierenden Zellen befinden sich bei den geschlechtsreifen Straußen dicht gepackte, membranumhüllte Vakuolen, die mit zahlreichen kleineren Granula gefüllt sind und sich in das Lumen vorwölben. Diese Ansammlung von Granula mit Vorwölbung in das Lumen beschreibt auch SCHWARZ (1969b) beim Huhn. JUNG et al. (2011) berichten ebenfalls beim Huhn von großen Mengen Granula mit homogener Elektronendichte, die sich im sekretorischen Oberflächenepithel befinden. Im Gegensatz dazu fällt bei den untersuchten Straußen der vorliegenden Arbeit die unterschiedliche Elektronendichte der Granula auf. Neben schwach und mäßig elektronendichten Granula gibt es auch einzelne stark elektronendichte Granula und Granula, die ein körniges Aussehen haben. Das zahlreiche Auftreten von Granula deutet auf Sekretionsprozesse im Magnum hin. Die trichterförmigen Drüsenzellen des Magnums ordnen sich kreisförmig an, und formen so das Drüsenlumen, welches mit Mikrovilli besetzt ist. Die rund-ovalen Kerne reihen sich längs am basalen Ende der Zellen aneinander. Die Nucleoli sind sowohl im Zentrum der Zelle als auch am Zellrand an der Kernmembran zu finden. Sekretorische Granula, die teilweise mit stark elektronendichtem Material gefüllt sind, liegen frei im Zytoplasma. Auch ÖZEN (2009) berichtet bei der Pekingente von elektronendichten Granula, die sich in den Magnumdrüsen befinden. MUWAZI (1982) erwähnt beim Magnum des Massai-Straußes Lipidtröpfchen und zahlreiche Granula, deren große Anzahl teilweise den Zellkern eindrücken. Laut JUNG et al. (2011) können beim Huhn drei verschiedene Arten von Drüsenzellen unterschieden werden. Typ A beinhaltet homogene stark elektronendichte Granula, Typ B enthält schwach elektronendichte Granula und Typ C weist ein gut entwickeltes RER und Golgi-Komplexe auf. Das Drüsenepithel beim Strauß kann nach eigenen Untersuchungen nicht in dieser Form unterteilt werden, da sich in jeder Zelle unterschiedliche Mengen von

sowohl stark als auch schwach elektronendichten Granula befinden. Zudem weisen die meisten Drüsenzellen raues endoplasmatisches Retikulum auf, das bevorzugt in Kernnähe lokalisiert ist.

Die Drüsen des Isthmus sind gekennzeichnet durch das massenhafte Auftreten von Lipidtropfen, die das Zytoplasma weitgehend ausfüllen. Überwiegend stark elektronendichte Granula sind einzeln, oder zahlreich in großen, membranumhüllten Paketen zu finden. Dies deckt sich mit Beobachtungen von MUWAZI (1982), der beim Massai-Strauß in den Drüsenzellen des Isthmus elektronendichte Granula und Lipidtröpfchen feststellt. Ähnlich beschreiben DRAPER et al. (1972) den Hühneristhmus und berichtet von apikal gelegenen elektronendichten Granula, die bauchig in das Lumen hineinragen und dort Bläschen formen. Der Isthmus des Straußes weist somit starke Sekretionsprozesse in den Drüsen auf.

Die Drüsenzellen des Uterus liegen locker gepackt im Stroma. Die Kerne liegen überwiegend basal, zeigen eine runde Form und enthalten gut entwickeltes, randständiges Heterochromatin sowie gut ausgebildete Nukleoli. Charakteristische sekretorische Granula, wie sie in den Magnum- und Isthmusdrüsen vorkommen, sind in den Uterindrüsen nicht zu erkennen. Stattdessen sind im Zytoplasma zahlreiche Vakuolen enthalten, die zum Großteil mit lockerem, nur mäßig elektronendichtem Material gefüllt sind. Vereinzelt sind mäßig und teilweise auch sehr stark elektronendichte Inhalte erkennbar. Ähnlich beschreiben JOHNSTON et al. (1963) die Propriadrüsen im Uterus des Huhnes. Allerdings berichten sie auch von Vakuolen, die leer erscheinen und von Bläschen-gefüllten Vakuolen. Laut ÖZEN (2009) sind bei der Pekingente im Uterus Granula mit geringfügiger Elektronendichte zu erkennen, ein Befund, der sich mit den eigenen Erkenntnissen deckt.

## VI. ZUSAMMENFASSUNG

Meine Arbeit befasst sich mit der histologischen, histochemischen und elektronenmikroskopischen Analyse des Eileiters des Straußes (*Struthio camelus*). Als Untersuchungsmaterial dienten die Eileiter von acht geschlechtsreifen und zwei nicht geschlechtsreifen Blauhals-Schwarzhals-Hybriden aus der Straußenfarm Donaumoos in Leipheim.

Die Histomorphologie wurde mittels konventioneller Färbungen (H.E.-Färbung, van Gieson-Resorcinfuchsin-Färbung, Trichromfärbung nach Masson und Goldner, Alcianblau 8GX-Färbung, Perjodsäure-Schiff-Reaktion) dargestellt. Glykohistochemisch wurden durch den Einsatz von Lektinen die Kohlenhydratstrukturen untersucht. Mittels immunhistochemischer Techniken wurde das Zytoskelett sowie die Verteilung von Östrogen- und Progesteronrezeptoren im Straußeneileiter studiert. Unter Verwendung eines Transmissionselektronenmikroskops konnte die Ultrastruktur ermittelt werden.

Der Eileiter kann in die fünf Abschnitte Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und Vagina unterteilt werden. Das Epithel der untersuchten Tiere war im gesamten Eileiter ein mehrreihiges, hochprismatisches Epithel, welches sich aus Zilienzellen und sekretorischen Zellen zusammensetzt. In der Lamina propria mucosae finden sich charakteristische Drüsen im kaudalen Infundibulum, Magnum, Isthmus, Uterus und im uterovaginalen Übergangsbereich. Die Alcianblau-Färbung zeigt sich für pH 2,5 und pH 1,0 positiv im Oberflächenepithel des Infundibulums und Magnums der geschlechtsreifen Strauße und im Oberflächenepithel von Uterus und Vagina sowohl der adulten als auch der juvenilen Tiere. In der Vagina sind es vorrangig die Epithelzellen am Boden von Schleimhauteinstülpungen, die Alcianblau-positiv erscheinen. Die PAS-Reaktion fällt bei den adulten Straußen im Epithel des Infundibulums, und in Epithel und Drüsen sowohl des Magnums als auch des Isthmus positiv aus. Geschlechtsreife und nicht geschlechtsreife Laufvögel weisen eine positive PAS-Reaktion im Oberflächenepithel von Uterus und Vagina auf. Durch die Trichromfärbung konnten Mukosubstanzen zum einen im Epithel des tubulären Infundibulums und des Uterus, zum anderen in den Magnum- und Isthmusdrüsen der adulten Tiere festgestellt werden. Das Vaginalepithel zeigt sich bei

geschlechtsreifen und nicht geschlechtsreifen Tieren positiv für Mukosubstanzen.

Mittels glykohistochemischer Untersuchungen wurden die Zuckerstrukturen auf den Zellen des Eileiters nachgewiesen. Es wurden sowohl FITC-konjugierte als auch biotinylierte Lektine verwendet. Für die Durchführung der Analysen mit FITC-konjugierten Lektinen kamen *Canavalia ensiformis* Agglutinin (ConA), *Pisum sativum* Agglutinin (PSA), *Lens culinaris* Agglutinin (LCA), *Ricinus communis* Agglutinin (RCA), Peanut Agglutinin (PNA), *Griffonia simplicifolia* Lektin I (GSL-I), *Dolichos biflorus* Agglutinin (DBA), Soybean Agglutinin (SBA), Wheat germ Agglutinin (WGA), succinyliertes Wheat germ Agglutinin (WGAs), *Ulex europaeus* Agglutinin I (UEA-I), *Phaseolus vulgaris* Erythroagglutinin (PHA-E) und *Phaseolus vulgaris* Leukoagglutinin (PHA-L) zum Einsatz. Als biotinylierte Lektine wurden *Viscum album* Agglutinin (VAA), *Sophora japonica* Agglutinin (SJA), *Sambucus nigra* Agglutinin (SNA), und *Maackia amurensis* Agglutinin I (MAA-I) verwendet. Im Eileiter des Straußes konnte die Bindung von ConA, LCA, PSA, VAA, SJA, SNA, WGA, WGAs, MAA-I, PHA-E und PHA-L festgestellt werden. Lediglich schwach binden RCA und DBA. Keine Bindung konnte für die Lektine PNA, GSL-I, SBA und UEA-I ermittelt werden.

Anhand immunhistochemischer Methoden wurden zytoskelettale Elemente sowie Hormonrezeptoren im Eileiter des Straußes untersucht. Hierbei wurde mittels spezifischer Antikörper die Lokalisation von Tubulin, Vimentin, Panzytokeratin, Zytokeratin (CK) 5, CK 14, CK 18, CK 19, alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA), non-muscle myosin (NMM), Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR) bestimmt. CK 19 konnte hierbei lediglich im Vaginalepithel festgestellt werden. ER- $\alpha$  zeigt sich ausschließlich in den Uterindrüsen der geschlechtsreifen Strauße immunpositiv. Für CK 7 und CK 8 konnten keine immunpositiven Strukturen im Eileiter ermittelt werden.



## VII. SUMMARY

### **Histological, histochemical and ultrastructural studies of the ostrich oviduct (*Struthio camelus*)**

In my thesis, I analyzed the morphology of the oviduct of the ostrich (*Struthio camelus*) using histological, histochemical and ultrastructural techniques. The oviducts of eight mature and two immature blunneck-blackneck hybrids were used in my study.

The histology was studied using several light microscopical staining methods (Hematoxylin and Eosin, van Gieson's resorcin-fuchsin, Masson's trichrome, Alcian blue, PAS-reaction). A glycohistochemical analysis was performed using different lectins to determine the carbohydrate structures of the oviduct. Using immunohistochemical methods, the cytoskeleton as well as the location of estrogen and progesterone receptors was studied. The ultrastructure was explored using a transmission electron microscope.

The ostrich oviduct can be morphologically divided into five regions, the infundibulum, magnum, isthmus, uterus and vagina. All regions display a columnar, pseudostratified lamina epithelialis, consisting of ciliated and secretory cells. Proprial glands are found in the tubular infundibulum, magnum, isthmus, uterus and utero-vaginal junction. Alcian blue was positive for pH 2,5 and pH 1,0 in the epithelium of the infundibulum and magnum of adult ostriches as well as epithelial cells of the uterus and vagina of both, adult and juvenile birds. In the vagina, the Alcian blue regions of the epithelial cells are predominantly located at the base of mucosal folds. PAS-reaction shows positive results for the epithelium of the infundibulum, magnum and isthmus of mature ostriches. Also, mature ostriches display a positive PAS-reaction in the glandular cells of both, magnum and isthmus. Mature and immature ratites are PAS-positive in the epithelium of uterus and vagina. Using Masson's trichrome, mucous substances could be identified in the epithelium of the tubular infundibulum and uterus, and within proprial glands in magnum and isthmus of adult ostriches. The vaginal epithelium was positive for mucous substances in both, mature and immature birds.

Using glycohistochemical techniques, carbohydrate composition of the oviduct was examined. FITC-conjugated lectins utilized were concanavalin agglutinin

(ConA), pisum sativum agglutinin (PSA), lens culinaris agglutinin (LCA), ricinus communis agglutinin (RCA), peanut agglutinin (PNA), griffonia simplicifolia agglutinin I (GSL-I), dolichos biflorus agglutinin (DBA), soybean agglutinin (SBA), wheat germ agglutinin (WGA), wheat germ agglutinin succinylated (WGAs), ulex europaeus agglutinin I (UEA-I), phaseolus vulgaris erythroagglutinin (PHA-E) and phaseolus vulgaris leukoagglutinin (PHA-L). Biotinylated lectins applied were viscum album agglutinin (VAA), sophora japonica agglutinin (SJA), sambucus nigra agglutinin (SNA) and maackia amurensis agglutinin I (MAA-I). In the oviduct of the ostrich, binding sites for ConA, LCA, PSA, VAA, SJA, SNA, WGA, WGAs, MAA-I, PHA-E and PHA-L were determined. A weak affinity to oviduct tissue was found for RCA and DBA. The lectins PNA, GSL-I, SBA and UEA-I do not bind to any structures in the ostrich oviduct.

Immunohistochemical methods demonstrated the location of the cytoskeleton components tubulin, vimentin, pancytokeratin, cytokeratin (CK) 5, CK 14, CK 18, CK 19, alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA), non-muscle myosin (NMM), as well as the hormone receptors estrogen receptor alpha (ER- $\alpha$ ) and progesterone receptor (PR). However, CK 7 and CK 8 could not be localized in any part of the ostrich oviduct, and CK 19 could only be identified in the vaginal epithelium. ER- $\alpha$  was shown to be immunopositive only within the glandular epithelium of the uterus of mature ostriches.

## VIII. VERZEICHNISSE

### 1. Literaturverzeichnis

Aitken RNC. The Oviduct. In: Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl. Vol 3. (Bell DJ, Freeman BM, eds.) London: Academic Press 1971: 1237-1289.

Aughey E, Frye FL. Comparative Veterinary Histology with Clinical Correlates. London: Manson Publishing Ltd 2001: 208-211.

Bacha WJ, Bacha LM. Color Atlas of Veterinary Histology. 2. ed. Philadelphia, Baltimore, New York, London, Buenos Aires, Hong Kong, Sydney, Tokio: Lippencott Williams & Wilkins 2000: 221-244.

Bakst MR, Howarth B. SEM preparation and observations of the hen's oviduct. The Anatomical Record 1975; 181(2): 211-225.

Bakst MR. Structure of the avian oviduct with emphasis on sperm storage in poultry. The Journal of Experimental Zoology 1998; 282: 618-626.

Brooks SA, Leathem AJC, Schumacher U. Lectin Histochemistry - a Concise Practical Handbook. Oxford: Bios Scientific Publishers 1997.

Boyd WC, Shapleigh E. Specific precipitating activity of plant agglutinins (lectins). Science 1954; 119: 419.

Cipolla AL, Paolicchi FA, Poso MA, Morsella CG, Casaro AP, Massone AR, Villegas R, Callejas S, Gimeno EJ. Lectin-binding sites in uterus and oviduct of normal and *Campylobacter fetus* subspecies *venerealis*-infected heifers. European Journal of Histochemistry 1998; 42: 63-70.

Degen AA, Weil S, Rosenstrauch A, Kam M, Dawson A. Seasonal plasma levels of luteinizing and steroid hormones in male and female domestic ostriches (*Struthio camelus*). Genereal and Comparative Endocrinology 1994; 93(1): 21-27.

Draper MH, Davidson MF, Wyburn GM, Johnston HS. The fine structure of the fibrous membrane forming region of the isthmus of the oviduct of *Gallus domesticus*. Quarterly Journal of Experimental Physiology and Cognate Medical Sciences 1972; 57: 297-310.

Fuhrer K. Zoologische und rechtliche Aspekte der Straußenhaltung und Straußenzucht in Deutschland. [Dipl.-Arbeit Biologie] Karlsruhe: Univ. Karlsruhe 2001.

Fujii S. Histological and histochemical studies on the oviduct of the domestic fowl with special reference to the region of uterovaginal juncture. Archivum Histologicum Japonicum 1963; 23: 447-459.

Gabius HJ. Glycohistochemistry: The why and how of detection and localization of endogenous lectins. Anatomia, Histologia, Embryologia 2001; 30: 3-31.

Gabius HJ. Glycobiomarkers by glycoproteomics and glycan profiling (glycomics): emergence of functionality. *Biochemical Society Transactions* 2011a; 39: 399-405.

Gabius HJ, André S, Jiménez-Barbero J, Romero A, Solis D. From lectin structure to functional glycomics: principles of the sugar code. *Trends in Biochemical Sciences* 2011b; 36: 298-313.

Galou M, Gao J, Humbert J, Mericskay M, Li Z, Paulin D, Vicart P. The importance of intermediate filaments in the adaptation of tissues to mechanical stress: evidence from gene knockout studies. *Biology of the Cell* 1997; 89: 85-97.

Gerstberger R, Barth SW. Reproduktion beim Vogel. In: *Physiologie der Haustiere*. 2. ed. (von Engelhardt W, Breves G, eds.) Stuttgart: Enke Verlag 2004: 536-550.

Goldman RD, Khuon S, Chou YH, Opal P, Steinert PM. The function of intermediate filaments in cell shape and cytoskeletal integrity. *Journal of Cell Biology* 1996; 134: 971-983.

Goldstein IJ, Poretz RD. Isolation, physiochemical characterization and carbohydrate-binding specificity of lectins. In: *The Lectins. Properties, Functions and Applications in Biology and Medicine*. (Liener IE, Sharon N, Goldstein IJ, eds.) Orlando: Academic Press 1986: 35-250.

Gounon P, Lainé MC, Sandoz D. Cytokeratin filament organization in the ciliated cells of the quail oviduct. *European Journal of Cell Biology* 1987; 44(2): 229-237.

Grzimek B. Grzimeks Tierleben. Band VII. Augsburg: Bechtermünz und Weltbild Verlag 2000.

Habermann FA, André S, Kaltner H, Kübler D, Sinowatz F, Gabius HJ. Galectins as tools for glycan mapping in histology: comparison of their binding profiles of the bovine zona pellucida by confocal laser scanning microscopy. *Histochemistry and Cell Biology* 2011; 135: 539-552.

Hicks-Alldredge K. Ratite reproduction. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 1998; 14: 437-453.

Hsu SM, Raine L, Fanger H. Use of avidin-biotin-peroxidase complex (ABC) in immunoperoxidase techniques: a comparison between ABC and unlabeled antibody (PAP) procedures. *Journal of Histochemistry and Cytochemistry* 1981; 29(4): 577-580.

Hummel G. Anatomie und Physiologie der Vögel. Stuttgart: Eugen Ulmer Verlag 2000: 169-191.

Hutson JM, Donahoe PK, MacLaughlin DT. Steroid modulation of mullerian duct regression in the chick embryo. *General and Comparative Endocrinology* 1985; 57: 88-102.

- Isola J, Korte JM, Tuohimaa P. Immunocytochemical localization of progesterone receptor in the chick ovary. *Endocrinology* 1987; 121: 1034-1040.
- Johnston HS; Aitken RNC, Wyburn GM. The fine structure of the uterus of the domestic fowl. *Journal of Anatomy (London)* 1963; 97(3): 333-344.
- Jung JG, Lim W, Park TS, Kim JN, Han BK, Song G, Han JY. Structural and histological characterization of oviductal magnum and lectin-binding patterns in *Gallus domesticus*. *Reproductive Biology and Endocrinology* 2011; 9: 62.
- Kamar GA, Yamani KA. Physiological causes of paired oviducts in ducks. *Journal of Reproduction and Fertility* 1962; 4: 99-101.
- Kaminske V, Keipert C. Straußenfarming in Deutschland: eine Diskussionsgrundlage auf geoökologischer und ökonomischer Basis. *Zeitschrift für Wirtschaftsgeographie* 1998, 42: 22-34.
- Kar AB. Studies on the ligaments of the oviduct in the domestic fowl. *The Anatomical Record* 1947; 224: 175-192.
- Karnovsky MJ. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. *The Journal of Cell Biology* 1965; 27: 137-8A.
- King AS, McLelland J. *Birds: Their Structure and Function*. 2. ed. London, Philadelphia, Toronto: Baillière Tindall 1984: 145-165.
- Kinsky FC. The consistent presence of paired ovaries in the Kiwi (*Apteryx*) with some discussion of this condition in other birds. *Journal of Ornithology* 1971; 112: 334-357.
- Kistner C, Reiner G. *Strauße - Zucht, Haltung und Vermarktung*. 2. ed. Stuttgart: Ulmer Verlag 2004.
- König HE, Hinterseher C, Walter I, Bragulla H, Korbel R. Weibliche Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina). In: *Anatomie der Vögel*. 2. ed. (König HE, Korbel R, Liebich HG, eds.) Stuttgart, New York: Schattauer Verlag 2009: 157-168.
- Lazarides E. Intermediate filaments as mechanical integrators of cellular space. *Nature* 1980; 283: 249-256.
- Liebich HG. Zelle (Cellula). In: *Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vögel*. 5. ed. (Liebich HG, ed.) Stuttgart: Schattauer Verlag 2010: 19-23.
- Liebich HG, Kölle S. Weibliche Geschlechtsorgane (Organa genitalia feminina). In: *Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vögel*. 5. ed. (Liebich HG, ed.) Stuttgart: Schattauer Verlag 2010: 321-344.
- Madekurozwa MC. Progesterone and oestrogen receptor immunoreactivity in the vagina of the immature ostrich, *Struthio camelus*. *British Poultry Science Ltd* 2002a; 43(3): 450-456.

- Madekurozwa MC. A study of the immunohistochemical localization of the progesterone and oestrogen receptors in the magnum of the immature ostrich, *Struthio camelus*. *Anatomia Histologia Embryologia* 2002b; 31: 317-320.
- Madekurozwa MC. Immunohistochemical localization of the progesterone and oestrogen receptors in the shell gland of sexually immature ostriches (*Struthio camelus*) with active or inactive ovaries. *Research in Veterinary Science* 2003; 76: 63-68.
- Madekurozwa MC. Morphological features of the luminal surface of the magnum in the sexually immature ostrich (*Struthio camelus*). *Anatomia, Histologia, Embryologia* 2005; 34(6): 350-353.
- Madekurozwa MC. An immunohistochemical study of the oviduct in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Anatomia Histologia Embryologia* 2013a; 42: 48-56.
- Madekurozwa MC. Immunolocalization of intermediate filaments and laminin in the oviduct of the immature and mature japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Anatomia Histologia Embryologia* 2013b; doi: 10.1111/ahe.12064.
- Madekurozwa MC, Chabvepi TS, Matema S, Teerds KJ. Relationship between seasonal changes in spermatogenesis in the juvenile ostrich (*Struthio camelus*) and the presence of the LH receptor and  $3\beta$ -hydroxysteroid dehydrogenase. *Reproduction* 2002; 123: 735-742.
- Mao KM, Sultana F, Howlider MA, Iwasawa A, Yoshizaki N. The magnum-isthmus junction of the fowl oviduct participates in the formation of the avian-type shell membrane. *Zoological Science* 2006; 23(1): 41-47.
- Mika M, Rzasa J, Ewy Z. Interaction of progesterone, estradiol, and testosterone in the regulation of growth and development of the chick oviduct. *Folia Biologica (Krakow)* 1987; 35(1-2): 85-94.
- Mislin H. Experimenteller Nachweis der autochthonen Automatie der Lymphgefäße. *Cellular and Molecular Life Sciences* 1961; 17: 29-30.
- Moen RC, Palmiter RD. Changes in hormone responsiveness of chick oviduct during primary stimulation with estrogen. *Developmental Biology* 1980; 78: 450-463.
- Monsigny M, Roche A, Sene C, Maget-Dana R, Del Motte, F. Sugar-lectin interactions: how does wheat-germ agglutinin bind sialoglycoconjugates? *European Journal of Biochemistry* 1980; 104: 147-153.
- Muwazi RT, Baranga J, Kayanja FIB, Schliemann H. The oviduct of the ostrich (*Struthio camelus massaicus*). *Journal of Ornithology* 1982; 123: 425-433.
- Özen A, Ergün E, Kürüm A. Light and electron microscopic studies on the oviduct epithelium of the Pekin duck (*Anas platyrhynchos*). *Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi* 2009; 56: 177-181.

Oka T, Schimke RT. Interaction of estrogen and progesterone in chick oviduct development. I. Antagonistic effect of progesterone on estrogen-induced proliferation and differentiation of tubular gland cells. *Journal of Cell Biology* 1969a; 41(3): 816-831.

Oka T, Schimke RT. Interaction of estrogen and progesterone in chick oviduct development. II. Effects of estrogen and progesterone on tubular gland cell function. *Journal of Cell Biology* 1969b; 43(1): 123-137.

O'Malley BW, Means AR, Socher SH, Spelsberg TC, Chytil F, Comstock JP et al. Hormonal control of oviduct growth and differentiation. *Symp Soc Dev Biol* 1974; 30: 53-77.

Pallari HM, Eriksson JE. Intermediate filaments as signaling platforms. *Science Signaling The Signal Transduction Knowledge Environment* 2006; 366: pe53.

Palmiter RD. Regulation of protein synthesis in chick oviduct. I. Independent regulation of ovalbumin, conalbumin, ovomucoid and lysozym induction. *Journal of Biological Chemistry* 1972; 247: 6450-6461.

Parizzi RC, Santos JM, Oliveira MF, Maia MO, Sousa JA, Miglino MA, Santos TC. Macroscopic and microscopic anatomy of the oviduct in the sexually mature rhea (*Rhea americana*). *Anatomia Histologia Embryologia* 2008; 37: 169-176.

Peumans WJ, Van Damme EJ. Lectins as plant defense proteins. *Plant Physiology* 1995; 109: 347-52.

Rahman MA, Baoyindeliger, Iwasawa A, Yoshizaki N. Mechanism of chalaza formation in quail eggs. *Cell and Tissue Research* 2007; 330: 535-543.

Randall CJ, Reece RJ. *Color Atlas of Avian Histopathology*. London: Mosby-Wolfe 1996; chapter 11: 199-209.

Reed RB Jr., Cope LA, Blackford JT. Macroscopic anatomy of the reproductive tract of the reproductively quiescent female emu (*Dromaius novaehollandiae*). *Anatomia Histologia Embryologia* 2011; 40: 134-141.

Richardson KC. The secretory phenomena in the oviduct of the fowl, including the process of shell formation examined by the microincineration technique. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London* 1935; B225: 149-196.

Richardson KC, Jarett L, Finke EH. Embedding in epoxy resins for ultra-thin sectioning in electron microscopy. *Stain Technology* 1960; 35: 313-325.

Romeis B. *Mikroskopische Technik*. 18. ed. Heidelberg: Spektrum-Akademischer Verlag 2010.

Roth J. Lectins for histochemical demonstration of glycans. *Histochemistry and Cell Biology* 2011; 136: 117-130.

Rüdiger, H. Plant lectins – more than just tools for glycoscientists: occurrence, structure, and possible functions of plant lectins. *Acta Anatomica (Basel)* 1998;

161: 130-152.

Rüdiger H, Gabius HJ. Plant lectins: occurrence, biochemistry, functions and applications. *Glycoconjugate Journal* 2001; 18: 589-613.

Rüdiger H, Gabius HJ. The biochemical basis and coding capacity of the sugar code. In: *The Sugar Code – Fundamentals of Glycosciences* (Gabius HJ ed.). Weinheim: Wiley-Blackwell 2009a: 3-13.

Rüdiger H, Gabius HJ. The history of lectinology. In: *The Sugar Code – Fundamentals of Glycosciences* (Gabius HJ ed.). Weinheim: Wiley-Blackwell 2009b: 261-268.

Rüdiger H, Gabius HJ. Plant lectins. In: *The Sugar Code – Fundamentals of Glycosciences* (Gabius HJ ed.). Weinheim: Wiley-Blackwell 2009c: 301-315.

Saber AS, Emara SAM, AboSaeda OMM. Light, scanning and transmission electron microscopical study on the oviduct of the ostrich (*Struthio camelus*). *Journal of Veterinary Anatomy* 2009; 2(2): 79-89.

Salomon FV, Krautwald-Junghanns ME. Anatomie der Vögel. In: *Anatomie für die Tiermedizin*. 2. ed. (Salomon FV, Geyer H, Gille U, eds.) Stuttgart: Enke Verlag 2008: 790-793.

Schwarz R. Funktionelle Anatomie des Eileiters beim Huhn. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 1969a; 76(3): 53-56.

Schwarz R. Eileiter und Ei vom Huhn. Die Wechselbeziehung von Morphologie und Funktion bei Gegenüberstellung von Sekretionsorgan und Sekretionsprodukt. I. Morphologie der Eileiterschleimhaut vom Huhn. II. Bildung und Struktur der Hüllen für die Eizelle des Huhnes. *Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe A* 1969b; 16: 64-136.

Sharaf A, Eid W, Abuel-Atta AA. Morphological aspects of the ostrich infundibulum and magnum. *Bulgarian Journal of Veterinary Medicine* 2012; 15(3): 145-159.

Sharon N, Lis H. History of lectins: from hemagglutinins to biological recognition molecules. *Glycobiology* 2004; 14: 53R-62R.

Shunsaku F, Yukinori Y, Toshikazu O, Tatsudo T. The regional morphology of the infundibulum of the hen's oviduct with special reference to the mechanism of the engulfing of the ovulated ovum. *Journal of the Faculty of Applied Biological Science* 1981; 20: 87-89.

Sinowatz F, Hees H. Histologie. *Kurzlehrbuch der Zytologie und mikroskopischen Anatomie*. 4. ed. Köln: Deutscher Ärzte-Verlag 2006.

Soley JT, Groenewald HB. Reproduction. In: *The Ostrich: Biology, Production and Health*. (Deeming DC, ed.) New York: CABI Publishing 1999: 146.



Storch V, Welsch U. Systematische Zoologie. 6 ed. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag 2004.

Waibl H, Sinowatz F. Harn- und Geschlechtsapparat. In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Anatomie der Vögel. Bd V. 3. ed. (Nickel R, Schummer A, Seiferle E, eds.) Stuttgart: Parey Verlag 2004: 248-264.

Wang N, Stamenovic D. Mechanics of vimentin intermediate filaments. Journal of Muscle Research and Cell Motility 2002; 23 (5-6): 535-540.

Weyrauch KD, Smollich A, Plendl J. Histologie-Kurs für Veterinärmediziner. 2. ed. Stuttgart: Enke Verlag 2009: 142-152.

Wu A, Lisowska E, Duk M, Yang Z. Lectins as tools in glycoconjugate research. Glycoconjugate Journal 2009; 26: 899-913.

Wyburn GM, Johnston HS, Draper MH, Davidson MF. The fine structure of the infundibulum and magnum of the oviduct of *Gallus domesticus*. Quarterly Journal of Experimental Physiology and Cognate Medical Sciences 1970; 55(3): 213-232.

## 2. Bilderverzeichnis

<b>Bild 1:</b> Schematische Darstellung des Vogeleileiters.....	3
<b>Bild 2:</b> Eileiter, juveniler Strauß.....	50
<b>Bild 3:</b> Eileiter, adulter Strauß.....	50
<b>Bild 4:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, H.E., SB = 250 µm.....	53
<b>Bild 5:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, H.E., SB = 40 µm.....	53
<b>Bild 6:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Trichrom, SB = 40 µm.....	53
<b>Bild 7:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, H.E., SB = 40 µm.....	54
<b>Bild 8:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Trichrom, SB = 40 µm.....	54
<b>Bild 9:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Alcian bei pH 2,5, SB = 20 µm.....	54
<b>Bild 10:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, PAS, SB = 50 µm.....	54
<b>Bild 11:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, H.E., SB = 250 µm.....	57
<b>Bild 12:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, H.E., SB = 40 µm.....	57
<b>Bild 13:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, H.E., SB = 100 µm.....	57
<b>Bild 14:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, H.E., SB = 40 µm.....	57
<b>Bild 15:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Trichrom, SB = 20 µm.....	58
<b>Bild 16:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, van Gieson, SB = 40 µm.....	58
<b>Bild 17:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Alcianblau bei pH 2,5, SB = 40 µm.....	58
<b>Bild 18:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, PAS, SB = 40 µm.....	58
<b>Bild 19:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, H.E., SB = 250 µm.....	60
<b>Bild 20:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, H.E., SB = 100 µm.....	60
<b>Bild 21:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, H.E., SB = 100 µm.....	60

<b>Bild 22:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, H.E., SB = 40 µm.....	60
<b>Bild 23:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Trichrom, SB = 100 µm.....	61
<b>Bild 24:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, van Gieson, SB = 100 µm.....	61
<b>Bild 25:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 250 µm.....	63
<b>Bild 26:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 100 µm.....	63
<b>Bild 27:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, H.E., SB = 40 µm.....	64
<b>Bild 28:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Uterus, H.E., SB = 40 µm.....	64
<b>Bild 29:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Alcianblau bei pH 2,5, SB = 40 µm.....	64
<b>Bild 30:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, PAS, SB = 40 µm.....	64
<b>Bild 31:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, H.E., SB = 100 µm.....	66
<b>Bild 32:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Trichrom, SB = 40 µm.....	66
<b>Bild 33:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Alcianblau mit pH 2,5, SB = 100 µm.....	67
<b>Bild 34:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Alcianblau mit pH 2,5, SB = 40 µm.....	67
<b>Bild 35:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, PAS, SB = 100 µm.....	67
<b>Bild 36:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, H.E., SB = 100 µm.....	67
<b>Bild 37:</b> Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, H.E., SB = 100 µm.....	68
<b>Bild 38:</b> Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, Trichrom, SB = 40 µm.....	68
<b>Bild 39:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergangsbereich, van Gieson, SB = 250 µm. ....	68
<b>Bild 40:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von ConA, SB = 50 µm.....	70
<b>Bild 41:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von ConA, SB = 50 µm.....	70
<b>Bild 42:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von ConA, SB = 40 µm.....	70

<b>Bild 43:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von ConA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	70
<b>Bild 44:</b> Eileiter, juveniler Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von ConA, SB = 40 $\mu\text{m}$ . ....	71
<b>Bild 45:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PSA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	72
<b>Bild 46:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von PSA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	72
<b>Bild 47:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von LCA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	73
<b>Bild 48:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von VAA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	75
<b>Bild 49:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von VAA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	75
<b>Bild 50:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von VAA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	75
<b>Bild 51:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Uterus, Bindung von VAA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	75
<b>Bild 52:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von VAA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	76
<b>Bild 53:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Bindung von SNA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	80
<b>Bild 54:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von SNA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	80
<b>Bild 55:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von SNA, SB = 40 $\mu\text{m}$ ....	80
<b>Bild 56:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Bindung von WGA, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	81
<b>Bild 57:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von WGA, SB = 50 $\mu\text{m}$ .....	81
<b>Bild 58:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Bindung von WGA, SB = 50 $\mu\text{m}$ .....	82
<b>Bild 59:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von WGA, SB = 50 $\mu\text{m}$ .....	82
<b>Bild 60:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Bindung von WGA, SB = 50 $\mu\text{m}$ .....	82
<b>Bild 61:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von WGAs, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	83

<b>Bild 62:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Vagina, Bindung von WGAs, SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	83
<b>Bild 63:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von MAA-I, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	85
<b>Bild 64:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Bindung von MAA-I, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	85
<b>Bild 65:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Bindung von MAA-I, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	85
<b>Bild 66:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PHA-E, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	86
<b>Bild 67:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Bindung von PHA-L, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	87
<b>Bild 68:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	89
<b>Bild 69:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	89
<b>Bild 70:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	90
<b>Bild 71:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	90
<b>Bild 72:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	90
<b>Bild 73:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Tubulin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	90
<b>Bild 74:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Vimentin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	92
<b>Bild 75:</b> Eileiter, juveniler Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Vimentin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	92
<b>Bild 76:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Vimentin, SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	92
<b>Bild 77:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Vimentin, SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	92
<b>Bild 78:</b> Eileiter, adulter Strauß, kraniales Infundibulum, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	94
<b>Bild 79:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	94
<b>Bild 80:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	94

<b>Bild 81:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 250 µm.....	94
<b>Bild 82:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.....	95
<b>Bild 83:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.....	95
<b>Bild 84:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von Panzytokeratin, SB = 40 µm.....	95
<b>Bild 85:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.....	97
<b>Bild 86:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.....	97
<b>Bild 87:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.....	97
<b>Bild 88:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von CK 5, SB = 40 µm.....	97
<b>Bild 89:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.....	99
<b>Bild 90:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.....	99
<b>Bild 91:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.....	99
<b>Bild 92:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.....	99
<b>Bild 93:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.....	100
<b>Bild 94:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von CK 14, SB = 40 µm.....	100
<b>Bild 95:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 14, SB = 100 µm.....	100
<b>Bild 96:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.....	102
<b>Bild 97:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.....	102
<b>Bild 98:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.....	102
<b>Bild 99:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 18, SB = 40 µm.....	102

<b>Bild 100:</b> Eileiter, adulter Strauß, Vagina, Nachweis von CK 19, SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	103
<b>Bild 101:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von $\alpha$ -SMA. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	105
<b>Bild 102:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von $\alpha$ -SMA. SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	105
<b>Bild 103:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Nachweis von $\alpha$ -SMA. SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	105
<b>Bild 104:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von $\alpha$ -SMA. SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	105
<b>Bild 105:</b> Eileiter, adulter Strauß, uterovaginaler Übergang, Nachweis von $\alpha$ -SMA. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	106
<b>Bild 106:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von NMM. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	108
<b>Bild 107:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von NMM. SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	108
<b>Bild 108:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Isthmus, Nachweis von NMM. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	108
<b>Bild 109:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Vagina, Nachweis von NMM. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	108
<b>Bild 110:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von ER- $\alpha$ . SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	109
<b>Bild 111:</b> Eileiter, adulter Strauß, kaudales Infundibulum, Nachweis von PR. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	111
<b>Bild 112:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Nachweis von PR. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	111
<b>Bild 113:</b> Eileiter, juveniler Strauß, Magnum, Nachweis von PR. SB = 40 $\mu\text{m}$ .....	111
<b>Bild 114:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Nachweis von PR. SB = 100 $\mu\text{m}$ .....	111
<b>Bild 115:</b> Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 2,5 $\mu\text{m}$ .....	113
<b>Bild 116:</b> Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Tunica muscularis, TEM. SB = 2,5 $\mu\text{m}$ .....	114
<b>Bild 117:</b> Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Stroma, TEM. SB = 2,5 $\mu\text{m}$ .....	115
<b>Bild 118:</b> Eileiter, adulter Strauß, Infundibulum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 0,5 $\mu\text{m}$ .....	116

<b>Bild 119:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 2,5 µm.....	118
<b>Bild 120:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Oberflächenepithel, TEM. SB = 1,0 µm.....	119
<b>Bild 121:</b> Eileiter, adulter Strauß, Magnum, Drüsenepithel und Stroma, TEM. SB = 2,5 µm.....	120
<b>Bild 122:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Drüsenepithel und Stroma, TEM. SB = 2,5 µm.....	121
<b>Bild 123:</b> Eileiter, adulter Strauß, Isthmus, Drüsenepithel, TEM. SB = 2,5 µm.....	122
<b>Bild 124:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Drüsenepithel, TEM. SB = 5,0 µm.....	123
<b>Bild 125:</b> Eileiter, adulter Strauß, Uterus, Drüsenepithel, TEM. SB = 2,5 µm.....	124



### 3. Tabellenverzeichnis

<b>Tabelle 1:</b> Übersicht ausgewählter Pflanzenlektine und ihre Zuckerspezifität.....	21
<b>Tabelle 2:</b> Verwendete FITC-markierte Pflanzenlektine, ihre Zuckerspezifität und Positivkontrollen.....	36
<b>Tabelle 3:</b> Verwendete biotinylierte Pflanzenlektine, ihre Zuckerspezifität und Positivkontrollen.....	38
<b>Tabelle 4:</b> Verwendete Primär- und Sekundärantikörper, Verdünnung, Inkubationszeit und Positivkontrollen.....	41
<b>Tabelle 5:</b> Protokoll für den immunhistochemischen Nachweis von Tubulin, Vimentin, alpha-smooth muscle actin ( $\alpha$ -SMA), non-muscle myosin (NMM), Östrogenrezeptor alpha (ER- $\alpha$ ) und Progesteronrezeptor (PR).....	44
<b>Tabelle 6:</b> Protokoll für den immunhistochemischen Nachweis von Zytokeratinen (CK).....	46
<b>Tabelle 7:</b> Expressionsmuster von ConA im Straußenovidukt.....	69
<b>Tabelle 8:</b> Expressionsmuster von PSA im Straußenovidukt.....	72
<b>Tabelle 9:</b> Expressionsmuster von LCA im Straußenovidukt.....	73
<b>Tabelle 10:</b> Expressionsmuster von VAA im Straußenovidukt.....	74
<b>Tabelle 11:</b> Expressionsmuster von SJA im Straußenovidukt.....	78
<b>Tabelle 12:</b> Expressionsmuster von SNA im Straußenovidukt.....	79
<b>Tabelle 13:</b> Expressionsmuster von WGA im Straußenovidukt.....	81
<b>Tabelle 14:</b> Expressionsmuster von WGAs im Straußenovidukt.....	83
<b>Tabelle 15:</b> Expressionsmuster von MAA-I im Straußenovidukt.....	84
<b>Tabelle 16:</b> Expressionsmuster von PHA-E im Straußenovidukt.....	86
<b>Tabelle 17:</b> Expressionsmuster von PHA-L im Straußenovidukt.....	87
<b>Tabelle 18:</b> Expressionsmuster von Tubulin im Straußenovidukt.....	89
<b>Tabelle 19:</b> Expressionsmuster von Vimentin im Straußenovidukt.....	91
<b>Tabelle 20:</b> Expressionsmuster von Panzytokeratin im Straußenovidukt.....	93
<b>Tabelle 21:</b> Expressionsmuster von CK 5 im Straußenovidukt.....	96

---

<b>Tabelle 22:</b> Expressionsmuster von CK 14 im Straußenovidukt.....	98
<b>Tabelle 23:</b> Expressionsmuster von CK 18 im Straußenovidukt.....	101
<b>Tabelle 24:</b> Expressionsmuster von CK 19 im Straußenovidukt.....	103
<b>Tabelle 25:</b> Expressionsmuster von $\alpha$ -SMA im Straußenovidukt.....	104
<b>Tabelle 26:</b> Expressionsmuster von NMM im Straußenovidukt.....	107
<b>Tabelle 27:</b> Expressionsmuster von ER- $\alpha$ im Straußenovidukt.....	109
<b>Tabelle 28:</b> Expressionsmuster von PR im Straußenovidukt.....	110

## IX. ANHANG

### 1. Gebrauchslösungen für die Lichtmikroskopie

#### 1.1. Fixantien

##### *Bouin-Lösung*

750 ml gesättigte wässrige Pikrinsäure (Merck, Darmstadt)

250 ml Formaldehyd 37 % (Merck, Darmstadt)

50 ml Eisessig (Merck, Darmstadt)

##### *Formalin*

Formaldehyd 37 % im Verhältnis 1 : 10 mit PBS Puffer verdünnen

#### 1.2. Puffer

##### *PBS Puffer pH 7,4*

42,50 g Natriumchlorid (Merck, Darmstadt)

6,35 g Di-Na-hydrogenphosphat-dihydrat (Merck, Darmstadt)

1,95 g Na-dihydrogenphosphat-1-hydrat (Merck, Darmstadt)

Aqua dest. ad 5 L

##### *Citratpuffer pH 6,0*

Lösung A: 21,01 g Zitronensäure (Merck, Darmstadt)

Aqua dest. ad 1 L

Lösung B: 29,42 g Natriumcitrat (Sigma-Aldrich Chemie GmbH, Steinheim)

Aqua dest. ad 1 L

Gebrauchslösung: 9 ml Lösung A  
41 ml Lösung B  
Aqua dest. ad 500 ml

### 1.3. Lösungen

#### *Hämalaun*

2,0 g Hämatoxylin  
0,4 g Natriumjodat  
100 g Aluminiumkaliumsulfat  
100 g Chloralhydrat  
2 g kristalline Zitronensäure  
Aqua dest. ad 2 L

#### *Eosin*

Stammlösung: 2,0 g Eosin  
198 ml Aqua dest.  
einige Tropfen Formol  
Gebrauchslösung: 60 ml Stammlösung  
8 Tropfen Eisessig  
600 ml Aqua dest.

#### *Pikrinsäure-Thiazinrot-Lösung nach Domagk*

100 ml gesättigte wässrige Pikrinsäure  
7,5 ml 1 % Thiazinlösung

*Eisenhämatoxylin nach Weigert*

Lösung A: 1 g Hämatoxylin

100 ml 96 % Alkohol

Lösung B: 2,48 g Eisen(III)chlorid

100 ml Aqua dest

1 ml konzentrierte Salzsäure

Gebrauchslösung: Lösung A und Lösung B im Verhältnis 1 : 1 mischen

*Azophloxin*

0,5 g Azophloxin

100 ml Aqua dest.

0,2 ml Eisessig

*Phosphormolybdänsäure-Orange*

3-5 g Phosphormolybdänsäure oder Phosphorwolframsäure

100 ml Aqua dest.

2 g Orange G

*Lichtgrün*

0,1-0,2 g Lichtgrün

100 ml Aqua dest.

0,2 ml Eisessig

*1 % / 3 % Essigsäure*

10 ml / 30 ml Eisessig

Aqua dest. ad 1 L

*Alcianblau pH 1,0*

1 g Alcianblau 8 GX (Merck, Darmstadt)

100 ml 0,1 N Salzsäure

Thymolkristall

*Alcianblau pH 2,5*

1 g Alcianblau 8 GX (Merck, Darmstadt)

100 ml 3 % Essigsäure

Thymolkristall

*0,5 % wässrige Perjodsäure*

0,5 g Perjodsäure

100 ml Aqua dest.

*Schwefeldioxid-Wasser*

200 ml Leitungswasser

10 ml 10 % Natrium- oder Kaliumpyrosulfit-Lösung

10 ml n-Salzsäure

*Essigsäureanhydrid-Pyridin-Lösung*

16 ml Essigsäureanhydrid

24 ml Pyridin

*0,1 n-Salzsäure- Methanol (absolut)-Lösung*

n-Salzsäure und Methanol im Verhältnis 1 : 10 mischen

*DAB (3,3-Diaminobenzidin-Tetrahydrochlorid)-Hydrogenperoxid-Lösung*

Stammlösung: 5 ml PBS-Puffer

15 µl 30 % Wasserstoffperoxid

Gebrauchslösung: 6 DAB-Tabletten (Dako, Hamburg)

60 ml Aqua dest.

400 µl Stammlösung

## 2. Gebrauchslösungen für die Elektronenmikroskopie

### 2.1. Fixantien

*Fixierungslösung nach Karnovsky*

10 % Paraformaldehyd-Lösung:

10 g Paraformaldehyd (Merck, Darmstadt)

100 ml Aqua dest.

1-2 Tropfen 1N Natronlauge (Carl Roth, Karlsruhe)

Stammlösung: 20 ml 10 % Paraformaldehyd-Lösung

50 ml 0,2 M-Cacodylat-Puffer

0,05 g Calciumchlorid (Merck, Darmstadt)

Gebrauchslösung: 10 ml Stammlösung

1,37 ml 25 % Glutaraldehyd (Polysciences Inc., Warrington, USA)

### 2.2. Puffer

*Cacodylat-Puffer*

Stammlösung: 8,56 g Natriumcacodylat (Polysciences Inc., Warrington, USA)

200 ml Aqua dest.

0,2M-Lösung: 50 ml Stammlösung

0,2 M Salzsäure (pH 7,2 tropfenweise einstellen)

Aqua dest. ad 100 ml

0,1M-Lösung: 50 ml 0,2 M-Lösung

50 ml Aqua dest.



**2.3. Kontrastierungslösungen***2 % Osmiumtetroxid-Lösung*

2 ml 4 % Osmiumtetroxid (Polysciences Inc., Wrrington, USA)

2 ml 0,1 M Cacodylat-Puffer

*3 % Kaliumferrocyanid-Lösung*

0,3 g Kaliumferrocyanid (Sigma-Aldrich Chemie GmbH, Steinheim)

0,1 M Cacodylat-Puffer ad 10 ml

*1 % Osmiumtetroxid – 1,5 % Kaliumferrocyanid in 0,1 M Cacodylat-Puffer*

4 ml 2 % Osmiumtetroxid-Lösung

4 ml 3 % Kaliumferrocyanid-Lösung

**2.4. Einbettmedien***Epon*

20 ml 1,2,3-Propanetriol, polymer with (Chloromethyl) oxirane (Grübler, Stuttgart-Untertürkheim)

16 ml Dodecanyl Succinic Anhydride (Grübler, Stuttgart-Untertürkheim)

10 ml Nadic Methyl Anhydride (Grübler, Stuttgart-Untertürkheim)

1,4 ml N,N-Benzyl-dimethylamine (Grübler, Stuttgart-Untertürkheim)

## 2.5. Färbelösungen

### *Methylenblau nach Richardson*

- Lösung A: 1 g Methylenblau (Fluka Chemie GmbH, Steinheim)  
100 ml 1 % Natriumtetraboraldehyd-Lösung  
(Polysciences Inc., Warrington, USA)
- Lösung B: 1 g Azur II (Polysciences Inc., Warrington, USA)  
100 ml Aqua dest
- Gebrauchslösung: Lösung A und Lösung B im Verhältnis 1 : 1 mischen

## 2.6. Nachkontrastierungsmedien

### *Uranylacetat*

Uranylacetat (Scientific LTD, Stansted, UK)

Aqua dest. bis zur gesättigten Lösung

### *Bleicitrat-Lösung nach Reynolds*

0,266 g Bleinitrat (Sigma-Aldrich Chemie GmbH, Steinheim)

0,352 g Natriumcitrat (Sigma-Aldrich Chemie GmbH, Steinheim)

6 ml Aqua dest.

ca. 1,6 ml 1 N Natronlauge (tropfenweise zugeben bis pH 12)

## **X. DANKSAGUNG**

An erster Stelle möchte ich mich ganz besonders bei meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. Dr. Dr. habil. F. Sinowatz für die Möglichkeit zu dieser Dissertation bedanken. Vor allem für seine wissenschaftliche Beratung und seine freundliche, geduldige und engagierte Betreuung während der Erstellung dieser Arbeit danke ich ihm sehr. Ebenso herzlich danke ich ihm für die Anfertigung der elektronmikroskopischen Aufnahmen und das Korrekturlesen dieser Arbeit.

Mein Dank gilt auch allen Mitarbeitern des Lehrstuhls für Anatomie, Histologie und Embryologie. Herrn Dr. F. Habermann danke ich sehr für seine hilfreiche Unterstützung bei der Anfertigung der mikroskopischen Bilder. Mein besonderer Dank gilt Frau G. Rußmeier, Frau M. Settles und Herrn Y. Gök für die labortechnische Einweisung, sowie für die Betreuung bei lichtmikroskopischen, glykohistochemischen und immunhistochemischen Laborarbeiten. Bei Frau W. Scholz und Frau C. Neumüller möchte ich mich für ihre Hilfsbereitschaft und die engagierte Bearbeitung der elektronmikroskopischen Proben sehr herzlich bedanken. Zudem möchte ich Frau W. Scholz für ihre stets positiven und aufmunternden Worte danken.

Besonders herzlich möchte ich mich bei Familie Engelhardt von der Straußenfarm Donaumoos bedanken, die durch ihre überaus freundliche und unkomplizierte Art die Probenahme an den Eileitern ermöglicht hat.

Nicht zuletzt gilt mein Dank meiner Familie. Meinen Eltern widme ich diese Arbeit. Tausend Dank für die allgegenwärtige, uneingeschränkte und liebevolle Unterstützung bei der Verfolgung und Fertigstellung meiner Ziele. Meinem Bruder Florian und seiner Frau Elke danke ich für den Zuspruch und ihren tatkräftigen Einsatz. Bei meiner Schwester Karoline möchte ich mich besonders herzlich bedanken für ihr offenes Ohr, ihre tatkräftige Unterstützung und ihre Hilfe beim Korrekturlesen. Meinem Lebensgefährten Christian danke ich von Herzen für seine liebevolle Unterstützung und die aufmunternden Worte in schwierigen Phasen. Meiner kleinen Felicia bin ich sehr dankbar, dass sie mir genügend Ruhe zum Schreiben ließ, und dass sie mich immer wieder mit ihrem bezaubernden Lächeln ermuntert hat.